Ioan BURZO
Simion TOMA
Viorica VOICAN
Alexandrina AMĂRIUȚEI
Elena ȘELARU
Victor POPESCU
Constantin CRĂCIUN

FIZIOLOGIA PLANTELOR DE CULTURĂ

Vol. 4

Fiziologia legumelor și a plantelor floricole

ȘTIINȚA

ROMANIAN CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

BIBL. CENTR. UNIV.
M. „EMINESCU" IAŞI
BIOLOGIE
III-11.391

BCU IAŞI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

BCU IASI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

BCU IASI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Ioan Burzo, Simion Toma,
Viorica Voican, Alexandrina Amăriuţei,
Elena Şelaru, Victor Popescu,
Constantin Crăciun

Fiziologia plantelor de cultură

Vol. 4

Fiziologia legumelor şi a plantelor floricole

122303
B.C.U. - IASI

Ştiinţa, 2000

BCU IASI CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

CZU 635:581.1 + 635.9:581.1

Ediţia de faţă este rodul unei colaborări a savanţilor şi profesorilor de la Universitatea de Ştiinţe Agronomice şi Medicină Veterinară din Bucureşti, România, şi de la Institutul de Fiziologie a Plantelor al Academiei de Ştiinţe a Republicii Moldova.

Lucrarea apare cu sprijinul financiar al Băncii Mondiale şi al Fundaţiei SOROS-MOLDOVA

B.C.U. „M. EMINESCU" IAŞI
BIOLOGIE
19 SEP 2001

© *Ioan Burzo, Simion Toma, Viorica Voican, Alexandrina Amăriuţei, Elena Şelaru, Victor Popescu, Constantin Crăciun*, 2000
© Machetare computerizată: Î.E.P. *Ştiinţa*, 2000

ISBN 9975-67-151-9

BCU IASI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Cuprins

Fiziologia legumelor

Capitolul 1. Fiziologia legumelor solanacee cultivate pentru fructe . . 9
1.1. Fiziologia germinării seminţelor 9
1.2. Creşterea vegetativă. 12
1.3. Fiziologia procesului de dezvoltare 28
1.4. Transportul asimilatelor 35
1.5. Fiziologia creşterii şi maturării fructelor 36
1.6. Fiziologia postrecoltă 52
1.7. Dereglări fiziologice ale fructelor de tomate, ardei şi pătlăgele vinete 55
Bibliografie. 62

Capitolul 2. Fiziologia legumelor cucurbitacee 71
2.1. Fiziologia germinării seminţelor 71
2.2. Creşterea legumelor cucurbitacee 75
2.3. Caracteristicile procesului de dezvoltare al plantelor cucurbitacee . . 87
2.4. Procesul de creştere şi maturare a fructelor 91
2.5. Fiziologia postrecoltă 102
2.6. Dereglările fiziologice ale fructelor de cucurbitacee 104
Bibliografie 106

Capitolul 3. Fiziologia legumelor din grupa verzei 112
3.1. Fiziologia procesului de germinare 112
3.2. Procesul de creştere al legumelor din grupa verzei 114
3.3. Caracteristicile procesului de dezvoltare al plantelor din grupa verzei 124
3.4. Fiziologia postrecoltă 130
3.5. Dereglări fiziologice 132
Bibliografie 133

Capitolul 4. Fiziologia plantelor legumicole pentru bulbi. 136
4.1. Fiziologia germinării seminţelor 136
4.2. Creşterea plantelor legumicole pentru bulbi 139
4.3. Dezvoltarea plantelor legumicole pentru bulbi 147
4.4. Fiziologia postrecoltă 149
4.5. Dereglări fiziologice 153
Bibliografie 153

Capitolul 5. Fiziologia plantelor legumicole pentru rădăcini tuberizate 156
5.1. Fiziologia procesului de germinare 156
5.2. Creşterea plantelor legumicole pentru rădăcini tuberizate 158
5.3. Perioada de dormanţă 168
5.4. Caracteristicile fiziologice ale procesului de dezvoltare 170
5.5. Fiziologia postrecoltă 171
5.6. Dereglări fiziologice 173
Bibliografie 173

Capitolul 6. Fiziologia legumelor pentru frunze 176
6.1. Fiziologia germinării seminţelor 176
6.2. Procesul de creştere al legumelor pentru frunze 179
6.3. Fiziologia dezvoltării 187
6.4. Fiziologia postrecoltă 189
6.5. Dereglări fiziologice 190
Bibliografie 192

Fiziologia plantelor floricole

Introducere 196

Capitolul 1. Clasificarea plantelor floricole 197
1.1.Clasificarea după particularităţile biologice 197
1.2. Clasificarea după însuşirile decorative 198
1.3. Clasificarea după locul şi modul de folosinţă 199

Capitolul 2. Dormanţa (repausul vegetativ) plantelor floricole . . . 201
2.1. Dormanţa plantei întregi 201
2.2. Dormanţa la plantele geofite 203
2.3. Dormanţa seminţelor 210

Capitolul 3. Bazele fiziologice ale înmulţirii plantelor floricole . . . 211
3.1. Înmulţirea pe cale sexuată 211
3.1.1. Caracteristicile fiziologice ale seminţelor 211
3.1.2. Germinarea seminţelor 215
3.1.3. Factorii care influenţează procesul de germinare al seminţelor 216
3.2. Înmulţirea pe cale vegetativă 217
3.2.1. Înmulţirea prin rădăcini sau tulpini metamorfozate 217
3.2.2. Înmulţirea prin butaşi 222
3.2.3. Înmulţirea prin stoloni 223

3.2.4. Înmulţirea prin muguri adventivi 223
3.2.5. Înmulţirea prin marcotaj 224
3.2.6. Înmulţirea prin altoire 225
3.2.7. Înmulţirea prin micropropagare 225
3.3. Păstrarea materialului săditor floricol 225

Capitolul 4. Fiziologia creşterii plantelor floricole 227
4.1. Creşterea organelor vegetative ale plantelor floricole 228
4.2. Creşterea florilor 238
4.3. Factorii care influenţează procesul de creştere al florilor 240

Capitolul 5. Procesul de dezvoltare la plantele floricole 246
5.1. Inducţia florală 247
5.2. Evocarea florală 255
5.3. Înflorirea 257
5.4. Tratamente de forţare pentru înflorirea timpurie în sere a unor specii de flori 267

Capitolul 6. Culoarea florilor 276
6.1. Principalii pigmenţi din plantele floricole 276
6.2. Modificarea conţinutului de pigmenţi din plantele floricole 283

Capitolul 7. Maturarea şi senescenţa florilor 291
7.1. Controlul procesului de maturare şi de senescenţă 292
7.2. Rolul hormonilor în procesul de maturare şi de senescenţă 293
7.3. Modificări care au loc pe parcursul procesului de maturare şi de senescenţă 302
7.3.1. Modificări fiziologice care au loc pe parcursul procesului de maturare şi de senescenţă 302
7.3.2. Modificări biochimice produse pe durata maturării şi senescenţei florilor 315
7.3.3. Modificări ultrastructurale care au loc pe parcursul maturării şi senescenţei florilor 322
7.3.4. Modificarea calităţii florilor pe parcursul maturării şi senescenţei florilor 325
7.4. Interacţiunea petalelor cu alte organe florale 327
7.5. Influenţa factorilor de stres asupra maturării şi senescenţei florilor . 327
7.6. Abscisia florilor 328

Capitolul 8. Particularităţile fiziologice ale păstrării florilor tăiate . 332
8.1. Factorii de cultură care influenţează capacitatea de păstrare a florilor tăiate 333
8.2. Gradul de maturitate al florilor la recoltare 335
8.3. Manipularea, sortarea, ambalarea şi transportul florilor 337

8.4. Condiţiile de păstrare a florilor tăiate 338
8.5. Procesele fiziologice în timpul păstrării florilor tăiate 342
8.6. Tratamentele pentru prelungirea perioadei de păstrare a florilor tăiate 352
8.7. Durata vieţii de vas 353
8.8. Fiziologia păstrării florilor de gladiole 354
8.9. Fiziologia păstrării florilor de garoafe 359
8.10. Fiziologia păstrării florilor de trandafir 365
8.11. Fiziologia păstrării florilor de *Gerbera* 373
8.12. Fiziologia păstrării florilor de *Freesia* 382
8.13. Fiziologia păstrării tuberozelor 383

Capitolul 9. Dereglări fiziologice ale plantelor floricole 385

Bibliografie 389

BCU IASI CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Fiziologia legumelor

BCU IASI CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

BIOLOGIE

Capitolul 1
Fiziologia legumelor solanacee cultivate pentru fructe

Principalele legume solanacee, cultivate pentru fructe, sunt: *Lycopersicon esculentum* L. (tomate), *Capsicum annuum* L. (ardei) şi *Solanum melongena* L. (pătlăgele vinete).

1.1. Fiziologia germinării seminţelor

Seminţele soiurilor şi hibrizilor de tomate cultivate nu au repaus vegetativ (dormanţă), dar cele ale formelor sălbatice de tomate au un repaus slab ca intensitate, determinat de prezenţa acidului abscisic (Weyers, 1985). Acest repaus vegetativ primar reprezintă o strategie de adaptare pentru supravieţuirea speciilor sălbatice în condiţii nefavorabile de mediu. Pe parcursul perioadei de repaus vegetativ s-a constatat o creştere a concentraţiei de acid abscisic din seminţe, concentraţie care după maturare scade (Hilhorst şi Downie, 1995). Seminţele de ardei pot să aibă o perioadă de dormanţă de 20–50 de zile. Aceasta poate fi eliminată prin întârzierea cu 10 zile a extragerii seminţelor din fructe sau poate fi scurtată prin expunerea seminţelor la temperatura de 24 °C timp de 2–3 săptămâni (Randle şi Honma,1981).

Chen şi Lott (1992) au constatat că seminţele de ardei nu conţin amidon. Conţinutul de proteine este de 18%, iar cel de lipide – de 22%. Proteinele se găsesc sub formă de cristaloizi şi globoizi dispersaţi în matricea veziculelor proteice. Globoizii sunt bogaţi în fosfor, potasiu şi magneziu datorită prezenţei fitinei, pe lângă acestea s-a identificat fier, zinc, mangan, calciu, sulf şi clor. Dintre substanţele menţionate, clorul, sodiul şi calciul se află în cantitate mai mare în ţesutul de rezervă, iar magneziul, potasiul, sulful şi cuprul – în embrion.

Seminţele de tomate conţin 2,2–3,5% glucide solubile (Tsatsaronis şi Boskon, 1975), 14,7% amidon (Jkolov şi Kurdina, 1973), 20–37 % lipide (Enăchescu, 1962) şi 22–30% proteine (Tsatsaronis şi Boskon, 1975).

Seminţele de pătlăgele vinete conţin 20–28% lipide, 15–18% proteină brută, 15–19% celuloză şi 2,76% substanţe minerale (Enăchescu, 1974). Conţinutul de glucide nu depăşeşte 3%.

Seminţele de ardei au o compoziţie chimică similară cu cea a pătlăgelelor vinete şi anume 22% lipide şi 18% proteine (Earle şi Jones, 1962).

Intensitatea procesului de respiraţie a seminţelor aflate în faza de dormanţă variază între 0,21 mg CO_2/ kg/ oră la tomate, 0,90 mg CO_2/ kg/ oră la vinete şi 1,41 mg CO_2/ kg/ oră la ardei.

Seminţele plantelor solanacee cultivate pentru fructe sunt relativ mici. De exemplu, seminţele de salată au masa medie de 2,9 mg. Pentru obţinerea de recolte timpurii, tomatele, ardeii şi pătlăgelele vinete se seamănă în sere, solarii sau în răsadniţe, iar răsadul se transplantează în câmp, după ce condiţiile de temperatură din mediul ambiant devin favorabile pentru creşterea acestor plante.

În contact cu soluţia solului, are loc procesul de imbibiţie a coloizilor din celulele seminţelor care generează o forţă de 44 mN, după maximum 10 ore, iar presiunea exercitată este de 96 kPa. Energia conţinută de substanţele de rezervă din seminţele de tomate este de 71,8 J/ sămânţă (Taylor şi Ten Broeck, 1988).

Temperaturile coborâte determină, în acelaşi timp, atât întârzierea procesului de germinare, cât şi amânarea răsăririi plantelor.

Pentru germinarea seminţelor legumicole solanacee pentru fructe, temperatura cât şi suma gradelor/zi prezintă o mare însemnătate (*Tabelul 1.1*).

Tabelul 1.1. **Temperatura minimă, limitele temperaturii şi suma gradelor/zi necesare pentru germinaţia seminţelor de tomate, ardei şi pătlăgele vinete (după Wien, 1997)**

Specia	*Temperatura minimă, °C*	*Limitele temperaturii pentru germinare, °C*	*Grade/zile*
Tomate	8,7	13 – 25	88
Vinete	12,1	15 – 25	93
Ardei	10,9	15 – 25	182

Germinarea seminţelor de ardei poate avea loc în timp de 3,5 zile la temperatura de 25 °C şi după 9 zile la 15 °C (Watkins şi Cantliffe, 1983).

Tratarea seminţelor de tomate la temperatura de 15–20 °C, cu soluţii conţinând glicerol, manitol sau polietilenglicol, având un potenţial hidric de –0,5 ...–2,0 kPa, are un efect fiziologic pozitiv asupra seminţelor. Acest tratament determină, pe de o parte, creşterea rezistenţei seminţelor la temperaturile coborâte din sol şi stimulează viteza de germinare a acestora, iar pe de altă parte, grăbeşte ritmul de îmbătrânire a lor (Argerich ş.a.,1989).

Stoffella ş.a. (1991) au precizat că pH-ul optim pentru germinarea seminţelor de ardei este 5,9. La această valoare, seminţele au germinat cu o zi mai devreme comparativ cu cele expuse la un pH de 4,1 sau 7,3. De asemenea, plantulele au avut masa rădăcinii şi a tulpinii mai mare, iar tulpina mai lungă.

Îmbătrânirea accelerată a seminţelor de tomate, prin expunerea acestora timp de 1–4 zile la temperatura de 45 °C şi umiditatea relativă de 100 %, va duce la scăderea facultăţii germinative a seminţelor de la 94% la 71% şi la creşterea duratei de timp pentru germinare de la 2,4 zile la 5,8 zile. Concomitent cu aceste efecte, s-a constatat scăderea activităţii enzimei L-izoaspartil metiltransferază, care se crede că are rol în limitarea procesului de senescenţă şi în repararea deteriorărilor produse de acest proces (Kester ş.a., 1997).

Cu toate că seminţele de tomate nu sunt fotoblastice, germinând şi la întuneric, prezenţa fitocromului activ care se acumulează în timpul deshidratării seminţelor stimulează procesul de germinare. De asemenea, aplicarea tratamentelor cu gibereline (Altherton şi Rudich, 1986) şi auxine (Picken ş.a., 1989) stimulează acest proces şi radiaţiile din domeniul roşu îndepărtat au un efect inhibitor asupra procesului de germinare a seminţelor de tomate, în timp ce radiaţiile roşii au un efect contrar.

Dahl ş.a. (1997) au constatat că ţesutul de rezervă care înconjoară vârful radiculei constituie o barieră care împiedică ieşirea radiculei din sămânţa de tomate şi ardei. Endo-β–D-mananaza din sămânţă are rol în hidroliza mananilor din pereţii celulari, iar activitatea acestei enzime creşte înainte de ieşirea radiculei din sămânţă. Seceta inhibă ieşirea radiculei din sămânţă, dar stimulează activitatea mananazei. În acelaşi timp, giberelinele intensifică activitatea enzimelor care biodegradează mananii (Watkins ş.a., 1985).

Watkins şi Cantliffe (1983) au constatat că germinarea seminţelor de ardei, exprimată prin apariţia radiculei, a necesitat 2,5 zile la temperatura de 25 °C şi 9 zile la temperatura de 15 °C. Din această cauză pentru răsărirea plantulelor de ardei sunt necesare 8–9 zile, dacă semănarea s-a făcut la adâncimea de 1,2 cm, iar temperatura a variat între 25 şi 35 °C (Lorenz şi Mainard, 1980).

Alungirea axei hipogee determină ridicarea cotiledoanelor la suprafaţa solului, proces caracteristic pentru creşterea epigee a plantelor legumicole solanacee pentru fructe.

1.2. Creşterea vegetativă

În cazul în care semănatul s-a făcut în sere, solarii sau răsadniţe, această fază se desfăşoară în cea mai mare parte pe durata de creştere a răsadului, iar dacă s-a efectuat direct în câmp, faza vegetativă este cuprinsă între momentul în care nutriţia devine autotrofă, respectiv când planta are trei frunze şi cel în care se individualizează primordiul primei inflorescenţe, ce corespunde cu etapa în care tomatele au 6–11 frunze (Picken ş.a., 1985).

Transplantarea răsadurilor în câmp are un efect negativ asupra creşterii acestora. El este mai evident când răsadurile au flori sau fructe. În acest caz, Nicklow şi Minges (1962) au constatat că procesul de creştere vegetativă poate fi inhibat, are loc abscisia florilor şi a fructelor, iar producţia totală de fructe este mai mică. Un factor important care condiţionează creşterea vegetativă a răsadurilor, îl constituie lungimea şi starea fiziologică a rădăcinilor. Răsadurile de tomate obţinute în condiţii de desime mărită sunt etiolate, iar lungimea mare a acestora sporeşte sensibilitatea la manipulare, transport şi plantare. Asigurarea unui spaţiu redus pentru creşterea rădăcinilor şi aprovizionarea necorespunzătoare cu apă şi substanţe minerale a răsadurilor, determină şi reducerea dimensiunii organelor plantelor de tomate (Hameed ş.a.,1987).

Ritmul de creştere al plantulelor variază în funcţie de specie şi de soi. Astfel, ritmul de creştere al plantulelor de ardei este mai lent cu cca 25 % comparativ cu cel al plantulelor de tomate (Wien, 1997). Această diferenţă nu este determinată de intensitatea mai mică a fotosintezei nete, ci de suprafaţa foliară mai mică (Bruggink şi Heuvelink, 1987).

Factorii ambianţi şi, mai ales, temperatura, intensitatea luminoasă şi nutriţia au o importanţă deosebită asupra vitezei de creştere a

plantelor solanacee cultivate pentru fructe, precum şi asupra perioadei până la iniţierea fructelor. În condiţiile în care valorile temperaturii şi ale intensităţii luminoase se apropie de limitele optime, ritmul de creştere al plantelor are valoarea maximă.

Temperatura cuprinsă în limitele 10–30 °C determină, după Hansen ş.a. (1994), creşterea exponenţială a intensităţii proceselor metabolice. În afara acestor limite au loc pierderi ireversibile în activitatea metabolică.

Temperatura optimă pentru creşterea plantulelor de ardei variază între 25 şi 27 °C ziua şi 18–20 °C noaptea, iar cea mai mare suprafaţă foliară şi masă a plantelor s-a realizat la temperaturile de 20–22 °C (Bakker şi van Uffelen, 1988). Rylski şi Spigelman (1982) consideră că pentru ardei, temperatura optimă din perioada de vegetaţie este 21–23 °C.

Menţinerea temperaturii solului între 16,7 şi 18,9 °C limitează creşterea plantelor de ardei şi vinete (Wilcox şi Pfeiffer, 1990).

Creşterea tomatelor este stimulată de oscilaţiile de temperatură între zi şi noapte, diferenţa dintre acestea fiind de minimum 10 °C, respectiv 28 °C ziua şi 18 °C noaptea. De asemenea, intensitatea radiaţiilor luminoase are un efect reglator asupra procesului de creştere. Intensitatea luminoasă redusă inhibă procesul de creştere, în timp ce în limitele optime îl stimulează (Wien, 1997).

Bhatt şi Srinivasa (1989) au constatat că în cazul unui regim termic de 25/ 15 °C substanţa uscată totală acumulată de plantele de ardei a fost 21 714 g, iar la regimul termic de 30/20 °C a fost de 25 572 g.

Ali ş.a. (1996) au constatat că temperaturile diurne /nocturne de 12/ 12 şi 16/ 8 °C reduc substanţa uscată din tulpina tomatelor cu 47 şi, respectiv, 26%, substanţa uscată a rădăcinii cu 36%, respectiv 14 %, nitraţii din tulpină cu 79, respectiv, 50%, nitraţii din rădăcină cu 49, respectiv, 16%, cantitatea de citochinine din exudatul xilemului rădăcinii cu 27, respectiv, 13% şi giberelinele cu 65, respectiv, 23%, comparativ cu probele expuse la un regim de temperatură de 20/ 20 °C.

Temperaturile critice cuprinse între 0 şi 10 °C determină apariţia simptomelor de pierdere a turgescenţei, datorită pierderii controlului asupra procesului de închidere a stomatelor (Guie şi Wilson, 1987). În prezenţa radiaţiilor solare, temperaturile critice determină lezarea membranelor cloroplastului ca urmare a fotooxidărilor cauzate de radicalii liberi (Wise şi Naylor, 1987).

Plantele de tomate sunt mai sensibile la temperaturile critice la sfârşitul nopţii decât ziua la lumină. La sfârşitul fotoperioadei s-a determinat o activitate mai mare a catalazei şi superoxiddismutazei. Analizele preliminare efectuate de Kerdnaimangkol ş.a. (1996) au indicat modificarea speciilor reactive de oxigen legate de modificarea toleranţei la temperaturi coborâte.

Gent (1995) a constatat că rata relativă de creştere a plantelor de tomate este mai mare în cazul când temperatura aerului este de 24 °C, iar cea a solului de 25 °C şi mai mică când temperatura solului scade la 15 °C. Valoarea acestui indicator scade şi mai mult dacă temperatura solului are variaţii diurne şi nocturne de 28/12 °C sau 12/28 °C.

Plantele de *Lycopersicon esculentum* expuse la temperaturi ridicate sintetizează 13 proteine de şoc termic, în timp ce *Lycopersicon pennellii* doar 3. În cazul primei specii durata de sinteză a proteinelor de şoc termic este mai lungă, iar revenirea la normal este mai rapidă, comparativ cu cea de a doua specie. La ambele specii sinteza acestor proteine este indusă de temperatura de 30 °C şi are un maximum la 37 °C (O'Connell, 1990).

Soiurile viguroase, fertilizate abundent cu îngrăşăminte azotate şi irigate, au creşteri vegetative intense, care sunt în detrimentul fructificării.

Transplantarea timpurie a tomatelor în câmp permite realizarea unor producţii timpurii, dar plantulele sunt expuse stresului cauzat de temperaturile scăzute. Pentru evitarea acestui stres, Dufault ş.a. (1990) au cercetat posibilităţile de călire a plantulelor înainte de transplantare prin expunerea lor la temperatura de 2 °C timp de 6, 12 sau 18 ore, pentru 1, 3 sau 5 zile. Rezultatele au evidenţiat că procesul de călire a determinat creşterea înălţimii plantulelor, a suprafeţei foliare şi scăderea substanţei uscate, a conţinutului în clorofilă a plantulelor, dar nu a afectat timpurietatea, producţia totală şi calitatea tomatelor.

Lumina influenţează asupra morfogenezei şi fructificării plantelor. Intensităţile luminoase scăzute şi fotoperioadele lungi au o eficacitate mai mare asupra creşterii plantelor de tomate, comparativ cu intensităţile luminoase ridicate şi fotoperioadele scurte. Aceasta se poate datora faptului că suprafaţa foliară şi conţinutul în clorofilă al frunzelor este mai mare în primul caz, ceea ce ar putea stimula fotosinteza şi cantitatea de asimilate produse (Hurd, 1973).

Radiaţiile ultraviolete (280–320 nm) au determinat reducerea cu aproximativ 50 % a creşterii hipocotilului plantulelor de tomate, după aproximativ 3 ore de expunere.

Umiditatea relativă a aerului are un efect evident asupra creşterii şi nutriţiei plantelor de tomate, ardei şi pătlăgele vinete. Umiditatea atmosferică scăzută micşorează conţinutul de nitraţi, dar nu influenţează asupra translocării azotului marcat înspre tulpină. Translocarea azotului marcat din tulpină, spre rădăcină, este inhibată de umiditatea relativă scăzută (Brewitz ş.a., 1996).

Deficitul hidric al solului stimulează scăderea potenţialului hidric al plantelor de tomate de la –0,5 MPa la –1,2 MPa şi determină reducerea procesului de creştere a plantelor activând apariţia putrezirii zonei stilare (Pulupol ş.a., 1996). Închiderea stomatelor la plantele de tomate se realizează la un potenţial hidric de –0,7.....–0,9 MPa (Jordan şi Ritchie, 1972), iar la cele de ardei la –0,58.....–0,88 MPa (Srinivasa şi Bhatt, 1988).

Wei şi O'Connell (1996) au identificat în *Lycopersicon pennellii* o genă care induce rezistenţa la secetă (His1). Transcripţia acestei gene a fost pusă în evidenţă în frunze şi în rădăcini, iar proteina sintetizată a fost identificată înainte de apariţia simptomelor de stres hidric în plante.

Bray (1995) a identificat în *Lycopersicon esculentum* 4 gene care sunt induse de stresul hidric şi care necesită pentru expresia lor o cantitate mare de acid abscisic. Expresia unor gene omoloage cu acestea a fost pusă în evidenţă în *Lycopersicon pennellii* tolerantă la stresul hidric.

Thompson şi Corlett (1995) au identificat la tomate 4 gene care sunt în legătură cu fluctuaţiile apei din plantă şi din sol. ARNm produs de gena le20 a fost identificat în toate frunzele în legătură cu fluctuaţiile diurne ale conţinutului în apă şi la stresul hidric puţin mai sever. Scăderea în timpul nopţii a acestui ARNm este independentă de conţinutul în apă al solului şi al plantei. ARNm produs de gena ni3212 a fost mai abundent şi scăderea din timpul nopţii a fost nesemnificativă. ARNm produs de gena le25 a fost în cantitate mică la un potenţial hidric foliar de –0,9 MPa şi a crescut liniar pe măsura scăderii potenţialului hidric foliar. Expresia genei lycp2 creşte o dată cu deficitul hidric.

Nutriţia minerală exercită o influenţă netă asupra creşterii vegetative a plantelor şi asupra producţiei de fructe. Aplicarea azotului în doză de 15–30 g/ m^2, împreună cu îngrăşămintele fosfatice, relevă că

sporirea dozei de azot determină creşterea acumulării nitraţilor şi a producţiei de ardei. Aplicarea simultană a azotului cu o doză de fosfor de 30 g P/ m^2 stimulează ambele procese, reduce cantitatea de nitraţi din frunze şi scade cantitatea de fructe necomerciale (Lopez-Cantarero ş.a., 1997).

Dozele mari de azot stimulează procesul de dezvoltare reproductivă, în condiţiile unei intensităţi luminoase mari (Wien, 1997). În cazul unei intensităţi luminoase scăzute, fertilizarea abundentă cu azot stimulează creşterile vegetative şi inhibă procesul de înflorire şi de legare a fructelor.

Calciul este un element important pentru creşterea şi dezvoltarea normală a plantelor solano-fructoase. Este un element relativ imobil şi odată depozitat în frunzele mature, nu poate fi reutilizat în condiţii de carenţă. Kheshem ş.a. (1988) au constatat că în prezenţa molibdenului calciul poate fi retranslocat, fapt ce este dovedit de creşterea concentraţiei de calciu din fructe.

Nicotinamina, un derivat al acidului azetidin-2-carboxilic, are rol în mecanismul de răspuns al plantelor la carenţele de fier. Scholz şi Stephan (1988) sugerează că această substanţă formează un complex cu fierul bivalent pe care îl transportă prin simplast, spre ţesuturile utilizatoare şi, în acelaşi timp, protejează celulele de acţiunea nocivă a ionilor de fier liber.

Salinitate. Fooland (1996) a precizat că baza genetică a rezistenţei tomatelor la salinitate constă în menţinerea unei concentraţii ridicate de calciu în celule şi scăzute de sodiu în tulpină. Mohammad ş.a. (1998) consideră că încă nu se cunoaşte capacitatea plantelor de a creşte în condiţii saline şi modul lor de a răspunde la aceste condiţii. Cercetările efectuate cu tomate din soiul *Riogrande*, cultivat în soluţii nutritive cu diferite concentraţii de ClNa, au evidenţiat că sporirea concentraţiei saline a determinat scăderea greutăţii, a înălţimii plantelor, a numărului de frunze de pe plante, creşterea potenţialului osmotic foliar şi a activităţii peroxidazelor, indiferent de cantitatea de fosfor aplicat. Suprafaţa şi lungimea rădăcinii tomatelor scad semnificativ în condiţii de salinitate mărită, indiferent de cantitatea de fosfor aplicat. Pe de altă parte, fosforul a determinat atât creşterea lungimii rădăcinilor, cât şi a suprafeţei lor.

Pentru obţinerea de plante adaptate la salinitate, Kaul şi Rahman (1989) au produs din hipocotilul tomatelor, calus, pe mediu Murashige şi Skoog, în care au adăugat 180 mmol ClNa şi 10 mg/l acid ascorbic. Selecţia calusului s-a făcut prin creşterea concentraţiei de

ClNa cu 20 mmol. Calusul şi-a menţinut toleranţa la salinitate şi după două generaţii cultivate pe mediu fără clorură de sodiu. De asemenea, plantele obţinute din acest calus şi seminţele lor şi-au menţinut toleranţa la salinitate.

Hormonii reprezintă principalul factor intern care determină creşterea plantelor de tomate, ardei şi pătlăgele vinete.

Auxina este sintetizată în meristemele apicale ale tulpinii şi stimulează procesul de extensie celulară, de dominanţă apicală şi realizarea mişcărilor fototropice. Aplicarea auxinelor sintetice a determinat stimularea procesului de înflorire şi de legare a fructelor, fără a se remarca o creştere vegetativă deosebită.

Grunzweig ş.a. (1997) au determinat *giberelinele* în frunzele şi în apexul tulpinii plantulelor de tomate în vârstă de 13–14 zile existenţa a: GA_1, GA_3, GA_4, GA_8, GA_{19}, GA_{20}, GA_{29}, GA_{34} şi GA_{51}. Ulterior au fost identificate şi GA_{44} şi GA_{53}.

Tratamentele cu gibereline sintetice au stimulat creşterea internodurilor, acumularea substanţei uscate, fără a influenţa creşterea diametrului tulpinii (Wittwer şi Tolbert, 1960).

Citochininele sunt biosintetizate în rădăcini. Tratamentele cu citochinine sintetice au determinat stimularea creşterii tulpinii, inhibarea dominanţei apicale şi stimularea creşterii mugurilor laterali.

Tratamentele cu *CCC*, efectuate de Mileva şi Kerin (1979), la plantele de tomate, au determinat creşterea conţinutului de azot şi fosfor, au întârziat procesul de creştere şi au stimulat formarea organelor reproductive ale plantelor.

Zurek ş.a. (1994) au constatat că *brassinosteroizii* stimulează alungirea tulpinii plantelor, dar nu se cunoaşte mecanismul lor de acţiune.

Rădăcina plantelor de tomate este pivotantă şi poate avea lungimea de peste 1 m, iar rădăcinile laterale au lungimea de 60–80 cm. Cele mai multe rădăcini ale plantelor de tomate se formează la adâncimea de 30–40 cm şi lateral până la 50 cm faţă de tulpină. Pe măsură ce creşte adâncimea de penetrare a rădăcinilor, numărul acestora scade.

Creşterea rădăcinilor este mai intensă în faza vegetativă şi, după Hurd ş.a. (1979), în faza timpurie de fructificare creşterea lor la plantele de tomate încetează.

Rădăcina principală a ardeiului este mai scurtă, având 40–50 cm, iar cea a pătlăgelelor vinete este foarte ramificată (Zanoschi şi Toma, 1985).

Rădăcina răsadurilor transplantate este mai ramificată şi răspândită în zona de suprafaţă a solului. Distribuţia rădăcinilor în sol este influenţată şi de compoziţia şi umiditatea acestuia. Absorbţia apei şi a substanţelor minerale se realizează în principal cu ajutorul perilor absorbanţi care reprezintă aproximativ 70 % din suprafaţa activă a rădăcinii.

Ganmore-Neumann şi Kafkafi (1979) au urmărit efectul pe care îl are raportul dintre azotul nitric şi amoniacal din soluţia nutritivă asupra sistemului radicular al tomatelor. S-a constatat că după 50 de zile, rădăcinile tomatelor crescute în soluţie cu 100 % azot amoniacal sunt dense şi cu ramificaţii groase, în timp ce creşterea conţinutului de nitraţi din soluţie a determinat formarea unor rădăcini fine cu ramificaţii lungi. Concentraţia de nitraţi din rădăcini creşte pe măsură ce sporeşte concentraţia de azot amoniacal din soluţie.

Georgieva şi Kudrev (1979) au constatat că nutriţia cu azot amoniacal determină reducerea substanţei uscate şi a conţinutului de calciu, potasiu şi magneziu din organele plantelor de tomate, iar distribuţia cationilor în organele plantei este specifică.

Lauter ş.a. (1996) au precizat că absorbţia azotului este coordonată de 3 gene care au fost izolate din perii absorbanţi ai tomatelor. ARNm produs de genele LeNrt1-2 se acumulează numai în perii absorbanţi ai rădăcinilor aprovizionate cu nitraţi, cel produs de genele LeNrt1-1 a fost identificat atât în perii absorbanţi, cât şi în celelalte celule ale rădăcinii la care s-au aplicat toate formele de azot. ARNm produs de genele LeAmt1 a fost identificat în perii absorbanţi, în condiţiile aplicării îngrăşămintelor amoniacale.

Gent (1995) a semnalat că atât în perioadele diurne, cât şi în cele nocturne, temperatura scăzută a solului determină diminuarea ritmului de absorbţie a nitraţilor şi acumularea în rădăcini a unei cantităţi mai mari de nitraţi şi glucide reducătoare, comparativ cu rădăcinile plantelor din solurile cu temperatura mai ridicată.

Liu ş.a. (1998) au studiat transportul fosforului în rădăcinile tomatelor. Genele LePT1 şi LePT2, a căror expresie a fost identificată în rădăcini, codifică sinteza unor peptide asemănătoare cu transportorii de fosfor anorganic (Pa). Transcripţia primară a acestor peptide a fost identificată în celulele rizodermei şi în epiderma frunzelor, în condiţiile carenţei de fosfor. Autorii consideră că semnalele pentru lipsa fosforului din celule provin din interiorul acestora şi conduc la creşterea numărului de transportori pentru fosfor.

Bar-Tal ş.a. (1990) au constatat că soluţiile nutritive complete care conţineau 0,1, 0,5, 1,0 mmol fosfor şi 1,5, 10 şi 15 mmol azot asigură creşterea volumului rădăcinii la răsadul de ardei la 5, 15, 35, 65 şi, respectiv, 700 cm^3/ plantă.

Intensitatea procesului de respiraţie a rădăcinilor este în general scăzută şi variază între 98,6 mg CO_2/ kg/ oră la pătlăgelele vinete, 107,4 mg CO_2/ kg/ oră la tomate şi 130,3 mg CO_2/ kg/ oră la ardei.

În rădăcinile plantelor de ardei şi în seminţe au fost identificate 4 glicozide steroidale denumite capsicozid A, B, C şi D, care fac parte dintre glucozidele furanostanolice (Yahara ş.a., 1994).

Edathil ş.a. (1983) au constatat că pe rădăcinile plantelor de tomate se formează micorize vezicular-arbusculare. Timpul necesar pentru colonizarea rădăcinilor unei plante cu micorize variază în funcţie de vârsta rădăcinii şi de poziţia inoculului. Colonizarea rădăcinilor de ardei cu *Glomus deserticola*, *Glomus mosseae* şi *Glomus intraradices* începe după 3, 6 şi, respectiv, 6 zile după inoculare, iar după 21 de zile se realizează o colonizare de 60 %, 13 % şi, respectiv, 10 %.

Regenerarea rădăcinilor plantelor de tomate s-a realizat de către Mensuali-Sodi ş.a., 1995, prin creşterea conţinutului în etilenă. Aplicarea inhibitorilor etilenei, cum este aminoetoxivinilglicina, a determinat reducerea numărului de rădăcini nou-formate şi a creşterii acestora.

Creşterea rădăcinii este influenţată în măsură mai mare de factorii externi.

Temperatura rădăcinii are un efect considerabil asupra intensităţii proceselor fiziologice şi a producţiei care se realizează. Regimul termic al rădăcinii are un efect nesemnificativ asupra schimbului de gaze al plantelor de tomate la o intensitate luminoasă de 90 $\mu mol/m^2/s$, dar modificările au fost evidente la intensitatea luminoasă de 180 $\mu mol/m^2/s$. Temperatura rădăcinii exercită o influenţă mai mare asupra intensităţii procesului de fotosinteză. Intensitatea procesului de transpiraţie şi rezistenţa stomatelor la dioxidul de carbon variază, în limite mici, la modificări mari ale temperaturii solului. Creşterea sau scăderea rezistenţei stomatelor s-a constatat la temperaturi mai mici de 14 °C şi mai mari de 28 °C (Kosobruchov ş.a., 1990).

Temperatura solului este un factor important care influenţează procesul de creştere a rădăcinilor. Acumularea substanţei uscate în rădăcinile plantelor tinere de tomate se realizează în condiţii optime

la temperatura de 30 °C şi această temperatură poate scădea o dată cu maturarea plantei (Lingle şi Davis, 1959).

Rab şi Saltvest (1996) au constatat că expunerea plantulelor de tomate timp de 72 de ore la temperaturi scăzute (2,5 °C) după care au fost trecute la temperatura de 25 °C a inhibat procesul de creştere a rădăcinilor. Astfel, creşterea rădăcinilor cu lungimea de 1 mm a fost inhibată cu 2 %, iar a celor cu lungimea de 5–7 mm – cu 80–90 %.

Tulpina pătlăgelelor vinete este erectă (50–100 cm), ramificată, la început erbacee şi mai târziu lignificată. Tulpina tomatelor este erectă, acoperită cu peri scurţi, glanduloşi şi cu lungimea variind între 40–250 cm, în funcţie de varietate. Mugurii laterali dau naştere la copili. Creşterea nedeterminată a tulpinii tomatelor este cauzată de expresia genelor Sp (self-pruning), iar fenotipul determinat – de prezenţa alelelor recesive sp (Rick şi Butler, 1956). Tulpina ardeiului este erectă, glabră, cilindrică şi ramificată, având înălţimea de 30–50 cm.

Procesul de lignificare din tulpina tomatelor este relativ limitat, iar activitatea enzimei cinamil alcool dehidrogenazei implicată în sinteza monomerilor ligninei este limitată la xilem. Activitatea maximă a acestei enzime a fost determinată în etapele timpurii de dezvoltare a acestor plante (Roth ş.a., 1997).

Intensitatea procesului de respiraţie a tulpinii variază între 35,1 mg CO_2/ kg/oră la răsadul de tomate şi 95,2 mg CO_2/ kg/oră la pătlăgelele vinete. La tulpinile de tomate intensitatea acestui proces este mai mică în zona bazală: 73,57 mg CO_2/ kg/oră, creşte în zona de mijloc la 77,26 mg CO_2/ kg/oră şi ajunge în zona apicală a tulpinii la 138,19 mg CO_2/ kg/oră.

Hurd şi Thornley (1974) au constatat că în condiţiile unei intensităţi luminoase de 2 mJ m^2/zi, tulpina plantelor de tomate are o creştere normală. Efectul duratei fotoperioadei asupra acestui proces este încă neclar şi, probabil, variază în funcţie de soi.

Temperatura influenţează stimulator asupra creşterii tulpinii, respectiv, a lungimii ei la plantele tinere. Went (1945) a constatat că temperatura optimă nocturnă pentru plantele tinere este de 30 °C, iar pentru plantele mature – 13–18 °C.

Tulpina plantelor solanacee cultivate pentru fructe este mai mult sau mai puţin ramificată, acest proces fiind influenţat în principal de factorii ambianţi, de nutriţie şi de diferenţele genetice. Diferenţele în ceea ce priveşte dominanţa apicală sunt relativ mari la plantele de tomate, existând soiuri cu tulpina aproape neramificată, cu dominanţa

apicală puternică şi soiuri foarte ramificate, cu dominanţa apicală scăzută.

Frunzele ardeiului sunt lung peţiolate, simple, cu limbul ovat şi dispoziţie alternă. Pătlăgelele vinete au frunze lungi peţiolate, ovate, groase şi păroase. Tomatele au frunze peţiolate, imparipenat sectat, cu poziţie alternă şi filotaxia 2/5.

Plastocronul, respectiv numărul de zile dintre formarea a două primordii foliare, este cu atât mai scurt, cu cât intensitatea luminoasă şi temperatura sunt mai mari. Coleman şi Greyson (1976) au constatat că în condiţii de seră primordiile foliare de la plantele de tomate se formează după 2 zile în timpul verii şi după 2,5 zile iarna. Expunerea plantulelor de ardei la temperatura de 10 °C în cursul nopţii duce la creşterea cu 1–2 frunze după care se formează prima floare (Rylski, 1972), acest număr micşorându-se în cazul plantulelor de tomate (Wittwer şi Teubner, 1956).

Suprafaţa frunzelor de ardei creşte în funcţie de ordinea de inserţie a acestora pe plantă, până la un anumit nivel (Schoch, 1971), pentru ca frunzele superioare să prezinte o diminuare a suprafeţei lor (Steer, 1971). Suprafaţa frunzelor după 100 de zile de la semănatul ardeilor IHR sel. 1 a fost de 0,220 m^2/ plantă în cazul regimului termic 25/ 15 °C şi de 0,228 m^2/ plantă în cazul regimului termic de 30/ 20 °C (Bhatt şi Srinivasa, 1989).

Frunzele de ardei sunt amfistomatice, iar numărul de stomate creşte de la frunzele bazale (50/ mm^2) spre cele de la mijlocul plantei (320/ mm^2) şi scad în cazul frunzelor apicale la 180/ mm^2 (Schoch, 1972).

Densitatea stomatelor creşte pe măsura măririi suprafeţei foliare. Astfel, în cazul plantelor de ardei, densitatea maximă a stomatelor se realizează când frunzele au aproximativ 70 % din dimensiunea lor maximă (Schoch, 1972).

Heuvelink (1995) a determinat indicele suprafeţei foliare la soiul de tomate Counter, plantat la distanţa de 0,6 m pe rând. În perioada de 1–30 de zile de la plantat valoarea acestui indicator a fost 0,78, după 31–70 de zile a crescut la 2,58, iar după 71 de zile – la 2,84.

Absorbţia foliară a substanţelor este un proces influenţat de factorii fizici şi biologici, cuticula reprezentând prima barieră în calea acestui proces. Transportul substanţelor prin cuticulă se realizează prin sorbţia lor în cuticulă, difuzia prin aceasta şi desorbţia din cuticulă pe faţa externă a peretelui celular (Riederer şi Schonherr, 1984). Cercetările efectuate de Shafer ş.a. (1988) au precizat că absorbţia

prin cuticulă a acidului α-naftil acetic este stimulată de pH-ul 2,2 şi de creşterea temperaturii de la 15 la 35 °C.

Substanţele acumulate în frunze variază cantitativ în principal în funcţie de soi, vârsta frunzelor şi de condiţiile agropedoclimatice, factori ce influenţează fotosinteza, absorbţia substanţelor şi transportul acestora.

Amidonul acumulat în frunzele de tomate reprezintă cca 6,0%, iar glucidele solubile 1,22–3,95% din substanţa uscată (Kudreavţev şi Roktanen, 1965). Protidele reprezintă 19,4–26,3% (Ermakova şi Arasimovici, 1961), iar substanţele minerale 20–29% din substanţa uscată (Geissler şi Kurnoth, 1961).

Frunzele de ardei acumulează o cantitate de proteină ce variază între 13,4–14,9% subst. uscată şi 3,6–6,5% glucide (Ţonev şi Salkova, 1973).

Intensitatea procesului de fotosinteză are un maximum când frunzele de tomate au 30–50 % din suprafaţa lor maximă (Ludwig şi Withers, 1984), iar productivitatea fotosintezei în medie variază în funcţie de agrotehnică de la 1,7 până la 3,3 g/m^2 în curs de 24 de ore (Patron, 1981). După 32 de zile frunzele încep să se îngălbenească, iar intensitatea fotosintezei scade rapid.

Steer (1971) a constatat că intensitatea maximă a fotosintezei la plantele de ardei are loc când frunzele au suprafaţa de aproximativ 10 cm^2, iar capacitatea fotosintetică se menţine o perioadă lungă după încetarea creşterii frunzelor (Hall, 1977). Bhatt şi Srinivasa (1989) au constatat că intensitatea maximă fotosintetică se realizează după 85 de zile de la răsărit.

Intensitatea procesului de fotosinteză în condiţii normale de creştere a plantelor de tomate (400 μmol/ m^2/ s) este de 12,9 μmol/ m^2/ s (Galtier ş.a., 1995). Determinările efectuate la o plantă de tomate au scos în evidenţă faptul că intensitatea procesului de fotosinteză a frunzelor bazale este scăzută: 3,35 μmol/ m^2/ s. Intensitatea acestui proces creşte la frunzele de la mijlocul plantei – 10,73 μmol/ m^2/ s şi scade la cele din vârful plantei – 5,19 μmol/ m^2/ s.

Intensitatea procesului de fotosinteză a plantelor de ardei are valoare maximă în faza de creştere vegetativă – 362,7 μg CO_2/m^2/ s şi scade în perioada de înflorire – 257,3 μg CO_2/m^2/ s şi în cea de maturare a fructelor – 268,7 mg CO_2/ m^2/ s.

Temperatura optimă pentru desfăşurarea procesului de fotosinteză a plantelor de tomate variază în funcţie de genotip între 25 şi 30 °C (Augustine ş.a., 1976).

Regimul termic din mediul ambiant are efecte asupra intensităţii procesului de fotosinteză, aşa cum au constatat Bhatt şi Srinivasa (1989). La un regim termic de 25/ 15 °C intensitatea fotosintezei constituia 0,244 mg $CO_2/m^2/s$, iar la regimul de 30/20 °C – 0,263 mg $CO_2/ m^2/ s$.

Heckathorn ş.a. (1998) au constatat că stresul termic determină sinteza proteinelor de şoc termic, în cloroplastele din frunzele de tomate. Situsul lor de acţiune nu este cunoscut, dar prezenţa lor protejează fotosistemul II şi lanţul transportor de electroni, de acţiunea stresului termic.

Concentraţiile de dioxid de carbon de peste 0,5 % determină, după Hickleton şi Jolife (1980), diminuarea intensităţii procesului de fotosinteză. Cauzele inhibării procesului de fotosinteză de către concentraţiile mari de dioxid de carbon nu sunt încă elucidate.

Creşterea concentraţiei de dioxid de carbon la 1 000 µl/ l a determinat creşterea intensităţii procesului de fotosinteză la tomate de la 12,9 µmol/ m^2/ s la 17,7 µmol/ m^2/ s (Galtier ş.a., 1995).

Tomatele crescute la o concentraţie de dioxid de carbon de 900 µmol/ m^3, timp de 10 săptămâni, au o rată de creştere mai mare cu 18–30%, grosimea frunzelor şi intensitatea fotosintezei creşte, iar producţia depăşeşte cu 22–80%, în funcţie de soi, pe cea obţinută la tomatele cultivate la o concentraţie de 330 µmol/ m^3 (Yelle ş.a., 1990).

Punctul de compensaţie pentru dioxidul de carbon determinat la plantele de tomate, la o temperatură de 18 °C şi la o concentraţie a oxigenului de 20%, este de 25 000 mm^3 CO_2/ m^3, iar la concentraţia oxigenului de 2 % – de 4 000 mm^3 CO_2/ m^3 (Khavari-Nejad, 1980).

Intensităţile luminoase mai mari de 243 W/ m^2 determină, după Gosiewski ş.a. (1981), diminuarea intensităţii procesului de fotosinteză, la plantele de tomate. Genotipurile de tomate sunt adaptate la diferite intensităţi luminoase.

Mărirea intensităţii luminoase la 800 µmol/ m^2/ s contribuie la intensificarea procesului de fotosinteză a tomatelor de la 12,9 µmol/ m^2/ s la 18,2 µmol/ m^2/ s, iar adăugarea a 1000 µl CO_2/ l asigură realizarea valorii de 22,9 µmol/ m^2/ s (Galtier ş.a., 1995).

Intensitatea procesului de fotosinteză a determinat la frunzele de ardei, la o intensitate luminoasă de 125 W/ m^2 şi la temperatura de 25 °C a variat între 0,28 şi 0,41 mg CO_2/m^2/ s (Hall şi Brady, 1977). Pe parcursul ontogeniei frunzelor acest proces poate avea mai multe maximuri, corelate cu creşterea frunzelor, înflorit şi fructificare.

Graham şi Decocteau (1995) au expus plantele de ardei la acţiunea radiaţiilor roşii emise de o lampă, timp de o oră la sfârşitul zilei, înainte de transplantare. Producţia de ardei nu a avut modificări semnificative faţă de martor, ceea ce i-a condus la concluzia că iluminatul suplimentar nu are un efect rezidual.

Nederhoff şi Veyter (1994) au precizat că punctul de compensare pentru lumină a plantelor de tomate este de 32–86 μmol/ m^2/ s, iar punctul de compensare pentru dioxidul de carbon este de 18–54 μmol/ mol.

Stresul hidric influenţează procesul de fotosinteză prin intensitate, durată şi fenofaza în care se produce. În faza vegetativă stresul hidric cu durata de 4 zile are efecte mici asupra procesului de fotosinteză, după 7 zile intensitatea fotosintezei scade cu 36%, iar după 9 zile – cu 73%. În faza de înflorire se constată cel mai mare efect inhibitor al stresului hidric asupra procesului de fotosinteză. După 4 zile de stres intensitatea acestui proces scade cu 64%, după 7 zile cu 66%, iar după 9 zile – cu 78%.

Nederhoff şi Veyter (1994) au determinat principalele caracteristici ale procesului de fotosinteză la tomate:

Fotosinteza maximă: 5–9 g CO_2/ m^2/ oră.

Raportul fotosinteză maximă/ indicele suprafeţei foliare: 1,5–3,0 g/ m^2/ oră.

Punctul de compensare pentru lumină: 32–85 μmol/ m^2/ s.

Punctul de compensare pentru dioxidul de carbon: 18–54 μmol/ mol.

Între intensitatea procesului de fotosinteză şi cererea de fotosintetizate există o strânsă corelaţie. Astfel, Heuvelink şi Biskool (1995) au constatat că înlăturarea unei flori din inflorescenţă determină scăderea substanţei uscate acumulate în fructe cu 8–24%.

Steer (1971) a constatat existenţa unei corelaţii pozitive între activitatea maximă a ribulozo-1,5-difosfat carboxilazei şi intensitatea procesului de fotosinteză.

În condiţii de stres hidric, acidul abscisic reglează negativ transcripţia polipeptidei rbcS în citoplasma celulelor din frunzele de tomate. ARNm care codifică sinteza acestei polipeptide şi împreună cu

polipeptida rbcL sintetizată în cloroplaste alcătuiesc enzima ribulozo-1,5-difosfat carboxilază/ oxidază, scade cu 60–70% în aceste condiţii (Bartholomew ş.a., 1991).

Fitocromul, receptorul pentru radiaţiile albastre-ultraviolete, induce expresia genelor care codifică proteinele ce leagă clorofila *a* şi *b* în fotosistemele I şi II şi cele care codifică subunităţile mici (rbcL) din ribulozo-1,5-difosfat carboxilază (Wehmeyer ş.a., 1990).

Cadmiul, unul dintre principalele metale grele poluante, inhibă procesul de fotosinteză. Baszynski ş.a. (1979) au constatat că acest element a determinat scăderea cu 50% a conţinutului de clorofilă din frunzele de tomate, iar activitatea fotosistemului II a fost redusă cu cca 57%. Structura fină a cloroplastelor a fost alterată în mod similar cu cea constatată la plantele senescente, dar activitatea fotosistemului I nu a fost afectată de tratamentele cu cadmiu.

Intensitatea procesului de fotorespiraţie variază în cazul plantelor de ardei între 0,075 şi 0,190 mg CO_2/ m^2/s (Hall şi Brady, 1977). Concentraţiile de dioxid de carbon mai mari de 0,1% determină inhibarea procesului de fotorespiraţie (Hickleton şi Jolliffe, 1980).

Intensitatea procesului de respiraţie a frunzelor variază între 108,6 mg CO_2/ kg/ oră la ardei şi 118,9 mg CO_2/ kg/ oră la tomate.

Intensitatea acestui proces variază în funcţie de vârsta frunzelor. Astfel, la frunzele tinere de pătlăgele vinete respiraţia este de 244,7 mg CO_2/ kg/oră, la cele mature – 114,9 mg CO_2/ kg/ oră, iar la cele senescente – 83,8 mg CO_2/ kg/ oră. În cazul tomatelor intensitatea procesului de respiraţie a frunzelor tinere din zona apicală este de 290,2 mg CO_2/ kg/ oră, cele din partea mediană a plantei au o intensitate respiratorie cuprinsă între 259,5 şi 273,2 mg CO_2/ kg/ oră, iar cele din partea bazală a plantei – 212,6 mg CO_2/ kg/ oră. Frunzele tinere de ardei au o intensitate respiratorie de 443,4 mg CO_2/ kg/ oră, cele din partea mijlocie a tulpinii – 164,1 mg CO_2/ kg/ oră, iar frunzele bazale – 88,2 mg CO_2/ kg/ oră.

Gosiewski ş.a. (1982) au precizat că intensitatea procesului de respiraţie creşte în funcţie de temperatură de la 0,081 mg CO_2/ m^2/ s, la temperatura de 10 °C, la 0,138 mg CO_2/ m^2/ s, la 26 °C.

Intensitatea procesului de transpiraţie variază în funcţie de soi, vârsta frunzelor şi de factorii ambianţi. Determinările efectuate la tomate au dovedit că la aceeaşi plantă intensitatea procesului de transpiraţie creşte de la frunzele bazale (3,35 μmol H_2O/ m^2/ s) spre cele apicale (4,45 μmol/ m^2 H_2O/ s).

Conţinutul în pigmenţi al frunzelor răsadului de tomate este următorul: clorofila totală 113,10 mg/ 100 g, clorofila *a* 88,38 mg/ 100 g, clorofila *b* 24,72 mg/ 100 g, iar raportul clorofilă *a/b* este de 3,75. Pigmenţii carotenoizi reprezintă 5,37 mg/ 100 g, iar raportul clorofile/ caroteni – 21,06.

Frunzele răsadului de ardei conţin 114,05 mg/ 100 g clorofilă totală, 81,07 mg/ 100 g clorofilă *a*, 32,98 mg/ 100 g clorofilă *b*, iar raportul clorofilă *a/b* – 2,46. Conţinutul în caroteni al frunzelor de ardei este de 5,94 mg/ 100g, iar raportul clorofile/ caroteni – de 19,20.

Frunzele de vinete au următorul conţinut de pigmenţi: clorofila *a* 1,534 mg/ 100 cm^2, clorofila *b* 1,131 mg/ 100 cm^2 şi carotenii: 0,480 mg/ 100 cm^2 (Kamel şi Ghazy, 1973). Genchev şi Rankov (1979) au constatat că nutriţia minerală determină modificări în conţinutul de pigmenţi din frunzele de pătlăgele vinete. Astfel, în faza de înflorire, conţinutul de clorofilă *a* a crescut sub influenţa fertilizării cu azot, sulf, potasiu şi calciu. Clorofila *b* nu a prezentat modificări semnificative, în timp ce pigmenţii carotenoizi au avut un conţinut mai mare în cazul fertilizării cu calciu şi sulf şi mai mic în cazul fertilizării cu azot. Azotul a avut, de asemenea, un efect stimulator asupra acumulării luteinei şi a violaxantinei.

Reducerea nitraţilor în frunzele de tomate provenite de la plantele cultivate în soluţii nutritive cu concentraţia de 8 mol NO_3/ m^3 este similară cu cea a plantelor cultivate în soluţii cu concentraţia de 2 mol NO_3/ m^3. Suprafaţa frunzelor a fost însă mai mare, ceea ce a determinat ca şi cantitatea totală de nitraţi reduşi să fie mai mare (Ballaloui şi Pilbeam, 1991).

Larouche ş.a. (1989) au constatat că activitatea nitratreductazei din frunze şi rădăcini creşte o dată cu mărirea intensităţii radiaţiilor luminoase. Activitatea nitratreductazei a fost corelată cu greutatea frunzelor şi a fructelor. În plantele mature, activitatea maximă a fost determinată în frunzele 6–7, opuse fructelor în dezvoltare.

Conţinutul de ceruri de pe suprafaţa frunzelor de tomate variază în funcţie de soi. Smith ş.a. (1996) au identificat un conţinut foarte scăzut de uleiuri esenţiale şi au constatat lipsa alcan-2-onelor, iar hentriacontanul (n-C31) şi 3-metil hentriacontanul au fost componenţii predominanţi din cerurile de pe frunzele de tomate.

Conţinutul în elemente minerale din frunze variază în funcţie de nutriţia plantelor. În condiţii de salinitate scade conţinutul fosforului din frunze. Existenţa în soluţia solului a unei concentraţii de fosfor de

1–10 μmol a redus concentraţia de sodiu din frunzele nematurate şi a crescut cea de potasiu, sporind rezistenţa acestora la stresul salin (Award ş.a., 1990). Sub influenţa îngrăşămintelor conţinutul elementelor nutritive, inclusiv fosforul, se majorează (Patron, 1981).

Analiza conţinutului în elemente minerale din peţioli face posibilă aprecierea gradului de nutriţie a plantelor de tomate cu substanţe minerale. Astfel, Lucas şi Wittwer (1963) au precizat că în cazul unei nutriţii optime, se realizează următoarea compoziţie chimică a peţiolilor: 600–1 500 ppm NO_3, 200–400 ppm P, 3 000–8 000 ppm K, 750–1 500 ppm Ca şi 300–1 200 ppm Mg.

Pandev ş.a. (1984) au constatat că în cazul carenţelor în bor, cloroplastele se veziculează, scade numărul granelor, suprafaţa tilacoidelor se reduce cu 65% comparativ cu martorul, numărul şi mărimea granulelor de amidon creşte, iar cel al globulelor osmeofile scade. Suprafaţa frunzelor scade cu 83% faţă de martor, iar productivitatea fotosintezei frunzelor rămase reprezintă doar 5,1% din cea a martorului.

Carenţa de fier determină ca şi carenţa de bor vezicularea cloroplastelor din frunzele de ardei, scăderea numărului de granule de amidon, creşterea de 3 ori a globulelor osmeofile, scăderea suprafeţei frunzelor la 58% şi a productivităţii fotosintezei la 34% din cea a martorului (Pandev ş.a., 1984).

Pandev ş.a. (1984) au constatat că nutriţia minerală deficitară are efect negativ atât asupra suprafeţei frunzelor şi a conţinutului în pigmenţi, cât şi asupra intensităţii fotosintezei şi a acumulării substanţei uscate (*Tabelul 1.2).*

Epinastia frunzelor şi reducerea corespunzătoare a radiaţiilor fotosintetice interceptate sunt provocate în urma expunerii plantelor de tomate la acţiunea etilenei, care determină diminuarea intensităţii procesului de fotosinteză (Woodrow şi Grodzinski, 1989).

Ritmul circadian al frunzelor a fost cercetat de Corlett ş.a. (1998), la plantele de tomate, la care au determinat ARNm codificat de genele **le20, lcyP2, ihcII** şi **asr1.** Autorii au constatat că genele **le20** şi **lcyP2** au un component diurn care controlează expresia lor în frunze şi rădăcini, ce răspunde la ciclul diurn-nocturn, independent de stresul hidric şi de concentraţia acidului abscisic.

Neuhaus ş.a. (1997) au constatat că expresia genelor AS1 care codifică asparagin sintetaza are loc la întuneric, iar la lumină are loc represia lor. Procesul de represie este controlat de ciclul calciu/ cGMP, care activează şi alte răspunsuri la lumină. Folosirea aceluiaşi ciclu

Tabelul 1.2. **Influenţa nutriţiei minerale deficitare asupra suprafeţei frunzelor, intensităţii fotosintezei şi acumulării substanţei uscate, în plantele de ardei (după Pandev ş.a., 1984)**

Varianta	*Suprafaţa frunzelor, cm^2/ plantă*	*Intensitatea fotosintezei, mg CO_2/ dm^2/ oră*	*Substanţa uscată, g/plantă*
Martor	691,10	10,65	8,574
-N	88,48	2,07	1,230
-P	310,74	2,44	4,110
-K	253,12	8,82	3,530
-Ca	63,42	4,91	1,500
-Mg	249,25	7,09	3,050
-NP	182,99	2,22	2,092
-NK	93,16	3,09	1,480
-Nca	121,49	1,53	1,541
-NMg	102,29	2,70	1,464
-PK	263,74	4,91	3,978
-Pca	138,84	1,42	2,470
-PMg	342,46	6,30	4,413
-Kca	59,17	0,92	1,202
-KMg	206,05	9,47	2,927
-CaMg	41,32	2,52	1,603

pentru activarea şi represia diferitelor răspunsuri se datoreşte fotoreceptorului de lumină, care este fitocromul A şi care are trei căi pentru semnalele de transducţie.

1.3. Fiziologia procesului de dezvoltare

Soiurile de tomate, care aparţin varietăţii validum, se caracterizează prin creşterea determinată a tulpinii, au o înflorire cu durată scurtă (sincronă) urmată de perioada de fructificare. În schimb la soiurile cu creştere nedeterminată, care aparţin varietăţii vulgare, formarea florilor se desfăşoară eşalonat.

Faza senzitivă, în care temperatura şi fotoperioada determină inducţia florală, durează la tomate cca 9 zile după apariţia frunzelor co-

tiledonale la suprafaţa solului (Lewis, 1953). Calvert (1964) consideră că perioada în care poate fi influenţat numărul florilor din prima inflorescenţă începe după 8 zile de la apariţia frunzelor cotiledonale şi durează una sau două săptămâni. Ramificarea inflorescenţelor la plantele de tomate este stimulată de temperaturile coborâte (13 °C) din timpul iniţierii inflorescenţelor (Calvert, 1959). De asemenea, diferenţele de temperatură dintre zi şi noapte (15/10°C) au determinat creşterea numărului de flori, comparativ cu plantele expuse la temperatură constantă (15/15 °C).

Multe dintre plantele agricole, printre care ardeiul, tomatele şi pătlăgelele vinete, au un proces de autoinducere a înfloririi, în momentul în care se realizează maturitatea de înflorire.

Plantele solanacee cultivate pentru fructe sunt originare din zonele calde; pătlăgelele vinete, de exemplu, provin din America Centrală şi din această cauză sunt plante de zi scurtă. Dar aceste specii sunt considerate ca plante neutre din punct de vedere fotoperiodic, datorită, probabil, procesului de selecţie care a avut loc în condiţiile climatului temperat.

Inducţia florală poate fi însă stimulată de intensităţile luminoase mari, de zilele calde şi de nopţile reci. Astfel, acest proces se desfăşoară în condiţii optime când temperatura zilei este de 26 °C şi cea a nopţii de 18 °C, pentru tomate, şi 26 °C ziua şi 8 °C noaptea pentru ardei (Come, 1992). Calvert (1957) a constatat că plantele de tomate crescute la temperatura aerului de 15 °C înfloresc după formarea a 8 frunze, în timp ce plantele crescute la 27 °C înfloresc doar după formarea a 14 frunze. Creşterea temperaturii aerului determină, în general, creşterea numărului de frunze după care se formează florile. Temperaturile ridicate din timpul zilei pot compensa temperaturile coborâte din timpul nopţii, dar limitele acestei compensări nu se cunosc. Calvert (1957) consideră că temperatura medie zilnică este cel mai important factor pentru inducţia florală.

Temperaturile ridicate sunt nefavorabile în perioada de sporogeneză (5–9 zile înainte de înflorit), în timp ce înainte cu 1–3 zile după înflorit, aceste temperaturi nu au efect negativ asupra dezvoltării inflorescenţelor la tomate (Sugiyama ş.a., 1966). Temperaturile coborâte stimulează, după Kinet (1989), ramificarea inflorescenţelor, iar Wien (1997) apreciază că factorii care determină o intensitate fotosintetică mare au în acelaşi timp şi un efect stimulator asupra formării florilor la plantele de tomate. Rylski (1972) a constatat că expunerea plantulelor de ardei înainte de înflorire, la tempera-

tura de 10 °C în timpul nopţii, a determinat creşterea cu 1–2 frunze a numărului acestora, înainte de iniţierea procesului de înflorire. În cazul tomatelor s-a constatat că aceleaşi condiţii determină reducerea numărului de noduri care se formează până la apariţia primei flori (Calvert, 1957).

Expunerea plantelor de tomate la intensităţi luminoase mari în perioada de creştere vegetativă, cu 5 zile înainte de înflorire, exercită o influenţă negativă asupra acestui proces.

Durata fotoperioadei are un efect mic asupra inducţiei florale. Unele soiuri de tomate sunt plante de zi scurtă şi prelungirea fotoperioadei determină creşterea numărului de frunze după care se formează prima inflorescenţă. Astfel, Hurd (1973) a constatat că plantele de tomate cultivate într-o fotoperioadă de 8 ore a format prima inflorescenţă după 8 frunze, în timp ce plantele expuse la o fotoperioadă de 16 ore au format prima inflorescenţă după 9,10 frunze.

Fotoperioadele de 24 de ore inhibă inducţia florală la plantele de ardei cu 5–9 zile şi nu se ştie dacă aceasta este determinată de scăderea ritmului de creştere sau de formarea florilor la nodurile superioare (Wien, 1997).

Numărul de frunze care se formează până la apariţia primei inflorescenţe se află sub control genetic şi reprezintă deci o caracteristică de soi, care este influenţată de condiţiile mediului ambiant. Astfel, creşterea intensităţii luminoase determină reducerea numărului de frunze care se formează înaintea primei inflorescenţe la tomate, rezultând o înflorire timpurie (Kinet, 1977).

Wien (1997) menţionează că dacă tomatele au condiţii favorabile de lumină (16–20 de ore cu o densitate a fluxului de fotoni de 180 μmol/ m^2/ s), inducţia florală are loc în 4 săptămâni, iar prima inflorescenţă se observă macroscopic după 45 de zile. Inducţia florală se produce şi în condiţii de zi scurtă, la o intensitate luminoasă mai scăzută (8 zile cu 90 μmol/ m^2/ s), când formarea inflorescenţelor este întârziată.

Plantele de ardei formează după 5 noduri 2 ramificaţii şi o inflorescenţă terminală (Somos, 1984). Numărul de noduri care se formează înainte de înflorire se pare că nu este influenţat de condiţiile climatice.

Înfluenţa nutriţiei minerale asupra inducţiei florale este dependentă de intensitatea radiaţiilor luminoase. Astfel, excesul de azot stimulează formarea florilor în condiţiile unei intensităţi mari a radiaţiilor luminoase şi inhibă acest proces când lumina a fost limi-

tată (Larouche ş.a., 1989). Takahashi ş.a. (1973) au constatat că nutriţia deficitară cu azot, fosfor şi potasiu are un efect inhibitor asupra inducţiei florale la tomate. Nutriţia minerală nu a modificat nodul la care apare prima inflorescenţă la plantele de ardei (Eguchi ş.a., 1958), dar modifică data apariţiei acesteia.

Inhibitorii biosintezei poliaminelor au inhibat creşterea şi dezvoltarea organelor florale la plantele de tomate. Rostogoi şi Sawhney (1990) au constatat că plantele de tomate mutante, cu stamine sterile au o concentraţie mare de putresceină, spermină şi spermidină.

Stresul hidric are un efect negativ asupra formării florilor, ce se concretizează în întârzierea inducţiei florale şi în scăderea numărului de flori dintr-o inflorescenţă.

Citochininele şi giberelinele influenţează pozitiv asupra formării inflorescenţelor şi inhibă abscisia florilor. Mai întâi, se manifestă efectul citochininelor, care stimulează dezvoltarea mai timpurie a florilor, apoi al giberelinelor care inhibă abscisia acestora în condiţii nefavorabile (Kinet ş.a., 1978). Etilena are un efect stimulator asupra abscisiei florilor, în timp ce tratamentele cu inhibitori ai etilenei blochează acest proces.

Emery şi Munger (1970) menţionează că allelele recesive sp care conferă tomatelor genotipul determinat sunt supresate de genele j (*jointless*). În soiurile de tomate nedeterminate, creşterea vegetativă şi reproductivă au loc simultan, cele două procese fiind într-o concurenţă acerbă.

Janssen ş.a. (1998) menţionează că genele homeobox care au rol în reglarea procesului de dezvoltare au fost grupate în două clase. În grupa genelor knox clasa I sunt cuprinse genele: kn1, stm1 şi knat1 care sunt implicate în menţinerea identităţii meristemului. Funcţia genelor knox clasa a II-a nu sunt încă determinate.

După formarea primei flori sau inflorescenţe, are loc iniţierea formării celei de a doua. Creşterea florilor la plantele de tomate are loc mai repede cu 12 zile, dacă temperatura medie a aerului este de 20 °C, comparativ cu plantele crescute la temperatura de 16 °C (Calvert, 1964).

Florile tomatelor sunt actinomorfe, hermafrodite, formând inflorescenţe cimoase, extraaxilare. Florile ardeilor sunt tot actinomorfe şi hermafrodite, dar solitare sau grupate câte două. Inflorescenţa tomatelor poate fi formată din 2 până la peste 20 de flori care au 5–10 sepale unite, 5–10 petale galbene, 5–10 stamine şi un gineceu format din 2–7 carpele unite. Florile ardeilor au 5 sepale, 5 petale albe, 5 (6)

stamine şi un gineceu bicarpelar sincarp, care are un stil prevăzut cu un stigmat bilobat.

Florile se formează eşalonat de la baza plantei spre apexul acesteia, iar deschiderea florilor are loc în primele ore ale dimineţii. Calvert (1964) a precizat că deschiderea primei flori la plantele de tomate are loc după 40 de zile de la apariţia frunzelor cotiledonale.

Procesul de înflorire a plantelor de tomate poate fi stimulat sau inhibat de acţiunea factorilor externi sau de aplicarea substanţelor hormonale, după cum urmează:

- nutriţia deficitară cu azot întârzie deschiderea florilor (Fisher, 1969);
- scăderea temperaturii rădăcinii la 12 °C în timpul creşterii plantulelor întârzie puţin formarea florilor (Harssema, 1977);
- deficitul hidric la nivelul solului determină întârzierea dezvoltării florilor (Gates, 1955);
- tratamentele cu citochinine stimulează creşterea florilor şi reduce proporţia de flori avortate (Kinet ş.a., 1978);
- tratamentele cu acid giberelic produce o creştere mică în greutate a inflorescenţelor şi reduce proporţia de flori avortate (Kinet, 1977).

Senescenţa şi abscisia petalelor la plantele de tomate au loc după 4–5 zile de la deschiderea florilor şi precede creşterea fructului.

Sincronizarea dintre maturarea androceului şi a gineceului la plantele de ardei nu este perfectă. Stigmatul devine receptiv înainte ca polenul să ajungă la maturitate, din această cauză polenizarea este în mare măsură încrucişată, dar are loc şi autopolenizarea. Florile plantelor de ardei se deschid la ora 8, iar anterele după 1–4 ore. Polenizarea se produce în primele zile de la deschiderea florilor de ardei, iar poziţia orizontală a acestora favorizează procesul de autopolenizare, polenul căzând direct pe stigmat. Stigmatul este receptiv pentru polen 3 zile la temperatura de 28/ 18 °C (Kato, 1989). Viabilitatea polenului este dependentă de temperatură, după Kato, şi e de 3 zile (1989), iar după Kaul (1991) – de 2–5 zile la temperatura de 18–25 °C sau de 5–6 zile la 0 °C. Germinarea polenului are loc imediat după polenizare, peste cca 6 ore tubul polinic pătrunde în gineceu, iar fecundarea are loc în funcţie de soi şi de temperatura ambiantă după 42–72 de ore (Monselise, 1986), după 36 de ore (Kato, 1989) sau după 42 de ore la temperatura de 27/ 21 °C (Cochran, 1938).

Procentul de legare a fructelor este dependent de temperatură, cât şi de diferenţa dintre temperatura zilei şi a nopţii. Astfel, cel mai

mare procent de legare s-a obţinut la temperaturile cuprinse între 16 şi 21 °C şi la temperatura nocturnă de 10 °C, după Cochran (1936) şi Rylski (1973), şi la temperatura de 25 °C, după Erickson şi Markhart (1998). Temperaturile extreme, peste 37,5 °C sau sub 5 °C, limitează procesul de germinare a polenului, creşterea tubului polinic (Dempsey, 1970) şi reduce semnificativ producţia de fructe.

Florile de vinete se autopolenizează, polenizarea încrucişată nedepăşind 1–11% din numărul florilor (Monselise, 1986). Stigmatul florilor de vinete rămâne receptiv timp de 3 zile în condiţii de temperatură zi/ noapte de 28/ 18 °C, iar polenul rămâne viabil timp de 3 zile după înflorit (Kato, 1989). Procesul de fecundare are loc după 36 ore de la polenizare.

În cazul tomatelor, prima diviziune a celulelor-mamă ale grăuncioarelor de polen are loc cu 9 zile înainte de înflorit, la o temperatură de 20 °C. Formarea grăuncioarelor de polen din tetrade are loc cu 7 zile înainte de înflorit, iar maturitatea se realizează după 4 zile (Sugiyama ş.a., 1966). Viabilitatea polenului este redusă de temperaturile extreme.

Polenizarea florilor de tomate este directă şi se produce după minimum 50 de ore de la deschiderea florilor. Germinarea polenului are loc după 1 oră la temperatura de 20 °C, după 5 ore la 10 °C sau 20 de ore la 5 °C (Dempsey, 1970). La temperatura de 18–25 °C, polenul din florile de tomate îşi menţine viabilitatea 2–5 zile după înflorit, iar stigmatul este receptiv timp de 16–18 ore cât florile sunt deschise, timp de 6 zile după înflorit (Kaul, 1991). Creşterea tubului polinic este lentă, chiar şi în condiţii optime de temperatură (2 mm, în 30 de ore, la 21 °C). Temperaturile mai mari de 37 °C şi mai mici de 5 °C inhibă germinarea polenului şi creşterea tubului polinic (Dempsey, 1970). Temperatura optimă pentru creşterea tubului polinic este 21 °C (Smith, 1935), iar temperaturile optime pentru fecundare sunt cuprinse între 15 şi 20 °C (Went, 1945). Temperaturile mai mici de 12,8 °C, intensitatea mare a radiaţiilor solare şi temperaturile ridicate sunt dăunătoare acestui proces.

Deseori se întâlneşte la tomate incompatibilitatea gametofitică nucleul vegetativ conţinând aceleaşi allele ale genelor S ca şi cele din gineceu. În acest caz creşterea tubului polinic este oprită, neputând ajunge la ovar pentru a realiza procesul de fecundare.

Prin înlăturarea staminelor şi aplicarea de tratamente cu auxine sintetice ca acid 4-clorofenoxiacetic, acid 3-indol butiric, acid 2,4-diclorofenoxiacetic sau cu acid naftilacetic s-au obţinut la tomate fruc-

te **partenocarpice.** În cazul ardeilor, partenocarpia se poate manifesta şi dacă temperatura din timpul nopţii se menţine între 12 şi 15 °C (Polowick şi Sawhney, 1985) sau dacă s-au aplicat tratamente cu gibereline şi cu auxine sintetice, acid naftilacetic, acid 4-clorofenoxiacetic, acid 2,4-diclorofenoxiacetic sau acid 2,4,5-triclorofenoxiaxcetic.

Partenocarpia poate fi întâlnită şi la plantele de vinete, în condiţii de temperatură scăzută, sau în urma aplicării unor substanţe reglatoare de creştere, cum sunt giberelinele (Monselise, 1986).

Legarea fructelor este influenţată de condiţiile mediului ambiant. Astfel, intensitatea luminoasă mare şi temperatura ridicată sunt dăunătoare acestui proces. Condiţiile optime de temperatură pentru fertilizarea florilor de tomate cultivate în seră şi legarea fructelor sunt 22 °C în timpul zilei şi 18 °C noaptea. Temperaturile ce depăşesc 30 °C determină alungirea stilului, ceea ce împiedică procesul de autopolenizare (Smith, 1935), creşterea tubului polinic este încetinită, iar receptivitatea stigmatului – redusă.

Numărul de fructe formate într-o inflorescenţă este pozitiv corelat cu radiaţiile solare interceptate (Cockshull ş.a., 1992), iar intensitatea luminoasă scăzută, timp de 2 săptămâni după înfloritul primei flori, reduce procesul de creştere a fructelor (McAvoy şi Janes, 1989).

Abscisia mugurilor florali de ardei este stimulată de acţiunea factorilor de stres. În condiţii de intensitate luminoasă scăzută, soiurile de ardei sensibile au o intensitate fotosintetică mai mică decât cele rezistente şi acumulează mai puţină substanţă uscată, care este utilizată pentru creşterile vegetative, în detrimentul mugurilor, ceea ce stimulează abscisia acestora (Turner şi Wien, 1994).

Umbrirea frunzelor în proporţie de 80%, timp de 6 zile, a determinat creşterea abscisiei mugurilor florali de la ardei cu 38%, ca urmare a intensificării biosintezei etilenei. Glucidele reducătoare şi zaharoza din mugurii florali şi din rădăcini sunt corelate negativ cu biosinteza etilenei (Wien ş.a., 1989).

Ovarul conţine cea mai mare cantitate de glucide reducătoare şi de amidon comparativ cu celelalte componente florale, precum şi cea mai mare activitate a zaharozo sintazei care participă la sinteza amidonului. Intensitatea luminoasă redusă determină diminuarea acumulării glucidelor, ceea ce favorizează abscisia florilor. Aloni ş.a. (1996) consideră că sporirea capacităţii de acumulare a glucidelor în timpul zilei este un factor important care împiedică abscisia florilor.

Abscisia florilor la plantele de ardei şi tomate este determinată nu numai de lumina redusă, ci şi temperatura ridicată (Turner şi Wien, 1994). Temperaturile mai mari de 21 °C din timpul nopţii determină abscisia florilor de ardei. Monselise (1986) menţionează că abscisia florilor de la pătlăgelele vinete este determinată de temperaturile coborâte, care stimulează formarea stratului de abscisie la baza pedunculului floral.

Aloni ş.a. (1991) au constatat că la un regim de temperatură de 35 °C ziua şi 25 °C noaptea nu se produce abscisia florilor. În condiţiile regimului termic de 35/ 25 °C are loc abscisia în proporţii reduse, iar la 25/ 35 °C toţi mugurii şi unele flori cad. Stresul termic nu determină abscisia mugurilor florali în cazul în care fructele de la primul nod sunt înlăturate. În aceste condiţii se reduce activitatea invertazei solubile din mugurii florali şi din rădăcini, iar zaharoza poate fi transportată spre mugurii florali.

Abscisia florilor este însoţită de creşterea activităţii hidrolazelor care biodegradează lamela mediană şi unii compuşi din pereţii celulari. Kalaitzis ş.a. (1997) menţionează că au fost identificate genele TAPG 1–TAPG 4 care codifică sinteza poligalacturonazelor. Expresia genelor TAPG 1 şi 2 a fost identificată în timpul abscisiei frunzelor şi a florilor. Abscisia mugurilor florali poate fi prevenită prin tratamente foliare cu azotat de argint, care împiedică şi biosinteza etilenei.

Procesul de abscisie a florilor de tomate poate fi inhibat de aplicarea prin pulverizare, pe suprafaţa florilor, a unor substanţe hormonale, cum sunt citochininele şi giberelinele (Kinet, 1977). Citochininele au un efect dublu, stimulând şi procesul de formare a mugurilor (Kinet ş.a., 1985).

1.4. Transportul asimilatelor

Frunzele tinere, care au realizat 15–25% din suprafaţa normală, sunt consumatoare, fiind aprovizionate cu asimilate de către frunzele mai în vârstă (Ho şi Shaw, 1977). Când frunzele de tomate realizează 30–50% din suprafaţa lor normală, devin furnizoare de asimilate pentru plantă, substanţele fotosintetizate fiind transportate treptat spre organele de consum şi de depozitare.

Khan şi Sagar (1966) au constatat că mai mult de 80 % din carbonul fixat a fost reţinut în frunze mai mult de 20 de ore. În ceea ce priveşte amidonul, principala substanţă de rezervă din frunze, s-a constatat că se acumulează în timpul zilei şi scade cantitativ spre di-

mineaţă (Madsen, 1968). Ulterior, Khan şi Sagar (1969) au precizat că frunzele mature exportă 20–30% din carbonul fixat în procesul de fotosinteză după 2 ore şi se ajunge la 45–50% în 2 zile.

Principala formă de transport a glucidelor o reprezintă zaharoza, care este transportată spre organele superioare, prin liberul interior, cât şi spre organele inferioare, prin liberul exterior (Bonnemain, 1965). Heuvelink (1996) a elaborat un model de simulare a repartiţiei substanţei uscate în plante.

Transportul zaharozei din floem, în celulele fructului de tomate, are loc pe cale simplasmică, iar la nivelul celulelor este hidrolizată la glucoză şi fructoză, ultima fiind izomerizată, la rândul ei, la glucoză. Glucoza fosforilată pătrunde în amiloplaste unde este utilizată pentru sinteza amidonului. Acest proces menţine în permanenţă o concentraţie scăzută de glucide solubile în citoplasmă, ceea ce favorizează procesul de difuzie a zaharozei din floem spre celulele parenchimului de depozitare. După 23–25 de zile de la înflorit, Ruan şi Patrick (1995) au identificat existenţa unui transport rapid al zaharozei pe cale apoplasmică, care este cuplat cu activitatea unui hexozo-transportor din membrana plasmatică.

Competiţia pentru asimilate dintre organele vegetative şi cele reproductive se modifică pe parcursul perioadei de vegetaţie. Mecanismul prin care se realizează controlul acestei competiţii nu este cunoscut, dar se presupune că un rol important îl deţin hormonii.

În perioada de creştere a fructelor, cererea de asimilate a acestor organe este mai mare comparativ cu cea pentru creşterea organelor vegetative. Din această cauză transportul asimilatelor este dirijat prioritar spre fructe.

Fructele în vârstă de 13–14 zile de la înflorit se caracterizează prin importul rapid de asimilate din floem (Ruan şi Patrick, 1995). După Yoshioka şi Takahashi (1981), cca 60% din substanţele importate de fructe în 24 de ore se realizează pe durata a 9 ore de lumină.

1.5. Fiziologia creşterii şi maturării fructelor

Creşterea fructelor se datorează proceselor de diviziune celulară, extensiei celulelor şi acumulării de substanţe de rezervă.

Procesul de diviziune a celulelor are loc înainte de înflorit şi continuă într-o măsură mică după înflorit, în cazul ardeiului (Monselise, 1986). Extensia celulară începe înainte de înflorit şi continuă, în cazul ardeilor, cu forma alungită (Kapia) până în fazele avansate de

maturitate, determinând forma caracteristică a acestora (Munting, 1974). Zona de creştere este situată în principal la baza fructelor. La plantele de tomate s-a constatat că procesul de creştere a fructelor este cauzat în prima săptămână atât de diviziunea celulelor, cât şi de extensia celulară. În continuare creşterea fructelor se datorează doar procesului de extensie a celulelor.

În procesul de extensie celulară un rol deosebit îl au expansinele care rup legăturile necovalente dintre microfibrilele de celuloză şi hemiceluloză, permiţând creşterea suprafeţei peretelui celular primar. Rose ş.a. (1997) au identificat o expansină din fructele de tomate maturate, a cărei ARNm este abundent în faza de maturare a tomatelor şi care se crede că participă la biodegradarea pereţilor celulari în timpul acestui proces. Expresia genelor care codifică sinteza expansinelor, LeExp1, este reglată de etilenă.

Concomitent cu diviziunea celulelor şi extensia acestora are loc şi acumularea asimilatelor.

Creşterile cumulate ale fructelor de tomate pot fi reprezentate grafic sub forma unei curbe sigmoide. În primele 2–3 săptămâni creşterile sunt reduse şi reprezintă mai puţin de 10% din greutatea finală. În cea de a doua etapă, care durează 3–5 săptămâni, se produce cea mai intensă creştere a fructelor, atât ca masă, cât şi ca volum. În etapa a treia, care durează 2 săptămâni, intensitatea procesului de creştere scade. Această etapă corespunde cu începutul colorării fructelor, moment în care încep să predomine procesele caracteristice pentru maturarea fructelor (Monselise ş.a., 1978; Ho ş.a., 1983).

Creşterea fructelor este stimulată de prezenţa seminţelor. Astfel, Rylski (1973) a constatat că între creşterea fructelor şi numărul de seminţe din fructele de ardei există un coeficient de corelaţie semnificativ (0,96–0,99). Un efect similar a fost remarcat şi la fructele de tomate (Hobson şi Davies, 1971). În cazul tomatelor mutante gib-1 (Groot ş.a., 1987), lipsite de seminţe, s-a constatat că acestea ajung la dimensiuni normale.

În perioada de creştere a fructelor la plantele de vinete şi de depozitare a substanţelor de rezervă, cca 90% din substanţele fotosintetizate de întreaga plantă sunt transportate spre acestea (Monselise, 1986).

Fructul tomatelor este o bacă care are exocarpul membranos, mezocarpul alcătuit din celule mari cu pereţii subţiri şi ţesutul placentar de care sunt fixate seminţele, acoperite de un endocarp membranos.

Epicarpul este lipsit de stomate şi de granule de amidon, fiind acoperit cu o cuticulă care se îngroaşă pe parcursul maturării fructelor.

Numărul lojelor seminale din fructele de tomate este controlat de genele Lc (Fryxell, 1954), dar este stimulat de temperaturile coborâte şi de conţinutul ridicat de gibereline din perioada iniţială de formare a florilor. Între numărul lojelor seminale şi numărul seminţelor nu s-a constatat existenţa unei corelaţii.

Procesul de creştere a fructelor este influenţat de hormonii de creştere, precum şi de factorii ambianţi.

Substanţele hormonale modifică expresia genelor, sinteza enzimelor şi activitatea acestora.

– Auxina realizează un maximum de acumulare la mijlocul perioadei de formare a fructelor de tomate (Crane, 1964). Între conţinutul de auxină al fructelor de tomate şi ritmul de creştere al acestora nu s-a constatat o corelaţie, acest hormon putând avea rol în creşterea embrionului. Buta şi Spaulding (1994) au constatat că valoarea maximă a conţinutului în auxină din fructele de tomate de 8–24 ng/ g substanţă proaspătă se realizează după 7 zile de la înflorit.

– Giberelinele au o dinamică fluctuantă, cu două maximumuri de acumulare, la 40 şi 65% din dezvoltarea florilor. Au rol sinergic cu auxinele (Monselise, 1987).

– Citochininele au un maxim de acumulare la 2 săptămâni după polenizare, ulterior conţinutul lor reducându-se treptat (Abdel Rahman ş.a., 1975).

– Acidul abscisic se găseşte în cantităţi mici în fructele nematurate şi realizează un maxim după 35–40 de zile de la polenizare. Cea mai mare cantitate se găseşte în seminţe, unde induce repausul vegetativ seminal şi stimulează sinteza etilenei, stimulând procesul de maturare. Buta şi Spaulding (1994) au determinat în fazele timpurii de dezvoltare a fructelor de tomate un conţinut de acid abscisic de 40–60 ng/ g substanţă proaspătă, acesta este urmat de un declin şi de o nouă acumulare în fructele maturate (125 ng/ g substanţă proaspătă).

Dintre **factorii ambianţi**: temperatura, aprovizionarea plantelor cu apă şi cu substanţe nutritive au cel mai mare efect asupra creşterii fructelor la plantele de tomate, ardei şi pătlăgele vinete.

Astfel, florile plantelor de ardei care apar în condiţii de temperatură coborâtă (10 °C) generează fructe mici, în timp ce la temperaturi cuprinse între 10 şi 18°C se formează fructe lungi (Monselise, 1986). Plantele de ardei, expuse la temperaturi ridicate (35°C) în perioada

când au trei frunze, produc fructe de dimensiuni mici, în timp ce la temperaturi coborâte în timpul nopţii (8–10 °C) formează fructe mai mari decât cele crescute la temperaturi variind între 18 şi 20 °C (Rylski, 1973).

Temperatura optimă pentru perioada de creştere a fructelor de ardei este de 21 °C, iar diferenţele de temperatură dintre zi şi noapte trebuie să fie menţinute între 7 şi 9 °C. Gosselin şi Trudel (1986) au constatat că temperatura optimă pentru creşterea fructelor este de 23 °C ziua şi 19 °C noaptea, iar pentru creşterea rădăcinilor trebuie să fie de 24–30 °C. Tomatele sunt destul de pretenţioase faţă de căldură pe durata întregii perioade de vegetaţie. La temperatura solului de 13–13,5°C plantele răsar în masă peste 17–22 de zile, iar la 22–26°C peste 6 zile (Patron, 1981, 1985).

Temperaturile coborâte din timpul maturării tomatelor determină acumularea formelor active de oxigen, în cazul soiurilor sensibile. Aceasta contribuie la modificarea proprietăţilor membranelor plasmatice şi a cloroplastelor, influenţând răspunsurile adaptative la temperaturile coborâte.

Lumina reprezintă un factor important ce condiţionează calitatea fructelor de tomate, ardei şi pătlăgele vinete. Astfel, Demers ş.a. (1991) au constatat că mărirea intensităţii luminoase de la 0,9 mJ/ m^2/ zi la 1,8 mJ/ m^2/ zi a determinat dublarea recoltei timpurii, creşterea cu 11 g a masei fructelor şi creşterea cantităţii de fructe comerciabile cu 196%.

În opoziţie, Rilsky şi Sigelman (1986) au constatat că umbrirea în proporţie de 47% a cauzat reducerea numărului de fructe de pe o plantă cu 33,4%, dar creşte dimensiunea fructelor cu 29%.

Seceta reduce producţia de tomate şi determină creşterea substanţei uscate solubile, a hexozelor, acidului citric şi potasiului (Mitchell ş.a., 1991). Umiditatea naturală a solului este, în general, în limite suboptime pentru plantele solanacee pentru fructe. Stresul hidric timpuriu determină inhibarea creşterii plantelor şi diminuarea producţiei de fructe. Katerji ş.a. (1993) au precizat că plantele de ardei sunt sensibile la stresul hidric în perioada de legare a fructelor.

Deficitul hidric din sol care a determinat scăderea potenţialului hidric din plantele de tomate de la –0,5 MPa la –1,2 MPa a făcut ca fructele să aibă dimensiuni mai mici, să fie mai intens colorate, cu un conţinut mai mic de apă şi mai mare de zaharoză, fructoză şi glucoză (Pulupol ş.a., 1996). În condiţiile deficitului hidric intensitatea pro-

cesului de respiraţie şi conţinutul de etilenă este mai mare comparativ cu varianta-martor.

Aprovizionarea cu apă şi substanţe nutritive este esenţială pentru creşterea fructelor. Dintre substanţele minerale sunt foarte importante pentru creşterea fructelor: azotul, fosforul, potasiul, magneziul şi calciul. Dintre acestea azotul stimulează creşterile vegetative şi ale fructelor şi inhibă maturarea acestora, iar calciul previne apariţia numeroaselor dereglări de natură fiziologică. În cazul tomatelor s-a constatat că aprovizionarea corespunzătoare cu apă şi substanţe nutritive influenţează pozitiv procesul de fotosinteză, asigurând, în aceeaşi măsură, creşterea, dezvoltarea fructelor şi continuarea creşterii vegetative a plantei.

Irigarea cu apă salină nu a avut efecte evidente asupra producţiei de fructe la plantele de tomate şi a conţinutului acestora în hexoze, dar a redus conţinutul de apă al fructelor, determinând astfel concentrarea ionilor din celule.

Dimensiunile fructelor sunt influenţate şi de următorii factori:

- fructele care au un număr mai mare de seminţe au dimensiunile mai mari (Rylski, 1973);
- fructele cu poziţie proximală au dimensiunile mai mari decât cele cu poziţie distală;
- umbrirea reduce dimensiunile fructelor, în timp ce expunerea la lumină stimulează procesul de creştere, prin producerea unei cantităţi mai mari de asimilate;
- seceta cauzează reducerea dimensiunilor fructelor, dar stimulează creşterea fermităţii acestora.

Distanţa de plantare pe rând de 7,5 cm a determinat cea mai mare producţie de ardei la hectar, dar cea mai mică producţie, pe plantă. Distanţa de plantare de 45 cm pe rând a favorizat creşterea vegetativă a plantelor, acumularea substanţei uscate şi scăderea indicelui suprafeţei foliare (Motsenbocker, 1996).

Maturarea fructelor de tomate, ardei şi pătlăgele vinete este un proces coordonat de către genele care codifică sinteza etilenei, hormonul de maturare al plantelor.

Producerea de etilenă de către ţesuturile plantelor scade rapid după inducţia florală, datorită diminuării activităţii ACC sintazei.

Determinările efectuate la tomate au precizat că fructele nematurate au un conţinut scăzut de etilenă (0,16 nmol/ kg/ s), dar în perioada de modificare a culorii are loc intensificarea sintezei acestui hormon (0,22 nmol/ kg/ s). La rândul ei, etilena reglează expresia

unor gene implicate în procesul de maturare. Acestea codifică sinteza enzimelor, care sunt implicate în biodegradarea substanţelor pectice (pectinmetil esterază, poligalacturonază) şi în biosinteza pigmenţilor carotenoizi.

Unele mutante de tomate, ca cele *rin*, *nor* şi *Nr*, nu sunt sensibile la tratamentele cu etilenă şi nu se pot matura.

Mutantele rin au gena caracteristică localizată în cromozomul 5, fructele cresc normal, încep să se coloreze în galben, dar produc puţină etilenă, activitatea poligalacturonazei este scăzută şi nu se maturează nici sub acţiunea etilenei exogene.

Mutantele Nr au gena caracteristică localizată în cromozomul 9 şi se maturează mai încet comparativ cu alte soiuri.

Mutantele nor au gena caracteristică localizată în cromozomul 10, sinteza etilenei este foarte scăzută, culoarea rămâne galbenă, iar fermitatea este mare din cauza activităţii scăzute a poligalacturonazei.

Soiul de tomate Liberty se maturează mai lent şi are o perioadă mai lungă de menţinere a calităţii, datorită faptului că produce cu 16–38 % mai puţină etilenă comparativ cu celelalte soiuri. De asemenea, conţinutul de putresceină, spermină şi spermidină creşte în timpul perioadei de maturare, fiind de 3–6 ori mai mare comparativ cu celelalte soiuri, creşterea corelând cu diminuarea sintezei etilenei şi prelungirea duratei de menţinere a calităţii (Saftner şi Baldi, 1990).

Pe parcursul procesului de maturare al fructelor solano-fructoase au loc modificări fiziologice, biochimice şi ultrastructurale.

Modificările fiziologice constau în principal în intensificarea procesului de respiraţie, de biosinteză a etilenei şi de diminuare a fotosintezei.

Fructele nematurate, care conţin clorofilă, au o intensitate a procesului de fotosinteză de 0,064 mg CO_2/ g substanţă proaspătă/ oră (Tanaka ş.a., 1974). La maturitate, când pigmenţii clorofilieni au fost biodegradaţi, procesul de fotosinteză încetează.

Tomatele sunt fructe climacterice care se caracterizează printr-o intensitate respiratorie mare în faza de creştere, o diminuare a respiraţiei înainte de iniţierea procesului de maturare (preclimacteric), o reintensificare a respiraţiei care corespunde cu maturarea şi o nouă diminuare a respiraţiei pe durata trecerii la senescenţă. Tanaka ş.a. (1974) au precizat că intensitatea procesului de respiraţie a tomatelor după 2 săptămâni de la fecundare este de 0,4–0,6 mg CO_2/ g substanţă uscată/ oră, scade la 0,05–0,07 mg CO_2/ g substanţă uscată/ oră în faza de preclimacteric şi se dublează în faza de climacteric.

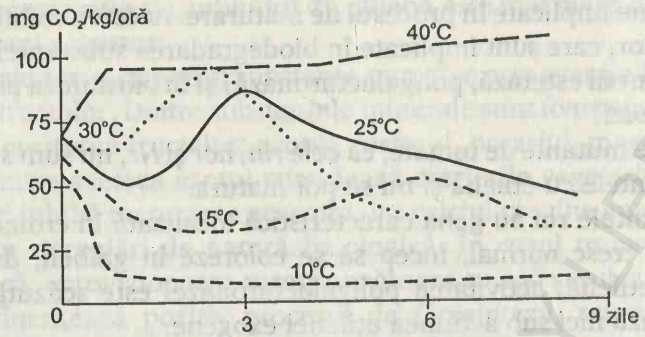

Fig. 1.1. Efectul temperaturii asupra intensităţii respiraţiei la tomatele nematurate (după Inaba şi Chachin, 1989)

Influenţa temperaturii asupra intensităţii procesului de respiraţie a fructelor nematurate de tomate este prezentată în *figura 1.1.*

Ardeii şi pătlăgelele vinete sunt fructe neclimacterice, intensitatea procesului de respiraţie prezentând o diminuare accentuată până la sfârşitul perioadei de creştere şi o diminuare mai lentă până la realizarea fazei de senescenţă.

Sinteza **etilenei** are o dinamică similară cu cea a intensităţii procesului de respiraţie. În cazul tomatelor, maximul climacteric al etilenei corespunde cu cel al intensităţii respiraţiei. Ardeii şi pătlăgelele vinete, care sunt fructe neclimacterice, se caracterizează prin producerea unei cantităţi reduse de etilenă şi prin lipsa climactericului etilenei.

Biosinteza etilenei determină accelerarea ritmului de maturare al fructelor de tomate, astfel cum se constată în cazul tratării plantelor cu etrel şi apariţia unui maxim climacteric la cele de ardei. Influenţa temperaturii asupra procesului de biosinteză a etilenei de către fructele de tomate nematurate este prezentată în *figura 1.2.*

Soiurile de tomate cu ritm rapid de maturare au o intensitate mai mare a sintezei etilenei comparativ cu cele cu ritm mai lent de maturare (Martinezmadrid ş.a., 1996). Soiurile cu ritm lent de maturare au o valoare mai mare a raportului poliamine/ etilenă, putresceina care este principala poliamină, evidenţiază o creştere pe durata acestui proces. Conţinutul de spermidină prezintă o diminuare, mai ales în primele două săptămâni ale procesului de maturare.

Modificările biochimice se caracterizează în principal prin modificarea gustului, fermităţii, culorii şi aromei acestora, care conduc la realizarea calităţii comerciale şi la definirea valorii lor alimentare.

Whitaker (1994) a recoltat tomatele din soiul *Pink Red* înainte de maturare. După 14 zile de maturare la temperatura de 20 °C a consta-

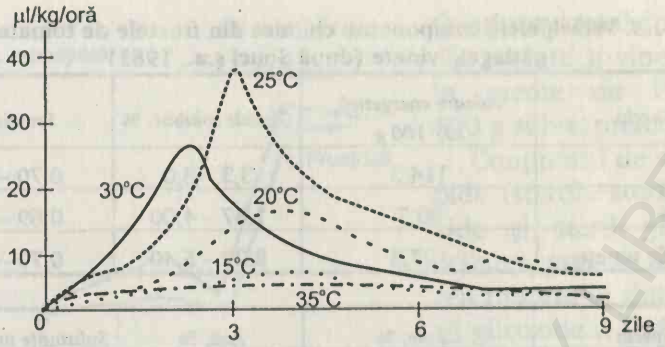

Fig. 1.2. Efectul temperaturii asupra producerii etilenei de către tomatele nematurate (după Inaba şi Chachin, 1989)

tat dispariţia clorofilei, creşterea conţinutului de caroteni de 100 de ori, scăderea fosfolipidelor cu cca 20% şi a galactolipidelor cu 35%. În acelaşi timp, are loc acumularea steril esterilor, a sterolilor liberi şi a steril glicozidelor pe seama steril glicozidelor acilate. În toate aceste steril lipide raportul stigmasteril/ sitosterol creşte, în timp ce conţinutul de isofucosteroli scade brusc.

Pe parcursul procesului de maturare, în fructele de tomate, ardei şi pătlăgele vinete se acumulează compuşi organici, care contribuie la realizarea valorii alimentare a acestora (*Tabelul 1.3*).

Substanţa uscată solubilă din fructele de tomate creşte concomitent cu mărirea intensităţii radiaţiilor solare (Ho, 1988). În cazul tomatelor cultivate în seră, substanţa uscată solubilă reprezintă 4–5%, în timp ce la tomatele cultivate în câmp reprezintă 7–8% din masa proaspătă.

În cazul **glucidelor** s-a constatat că fructele de tomate acumulează, mai întâi, glucoza şi fructoza (Yelle ş.a., 1991), din care se sintetizează amidonul. Conţinutul maxim de amidon este de 20% din substanţa uscată şi se realizează după 25–30 de zile de la înflorit (Tanaka ş.a., 1974). La maturitate amidonul este hidrolizat, conţinutul de glucoză fiind de 1,42 %, iar cel de fructoză 0,90 % (Souci ş.a., 1981). Fructele de ardei, ca şi cele de tomate, acumulează, mai întâi, glucoza şi fructoza. Nielsen ş.a. (1991) consideră că procesul de creştere a fructelor poate fi influenţat de ritmul de biodegradare al zaharozei, la hexoze sub influenţa invertazei acide. Dinamica acumulării glucidelor în fructele de ardei este prezentată în *figura 1.3*. Conţinutul mediu de glucoză din ardei este de 1,41%, cel de fructoză – 1,26%, iar cel de zaharoză – 0,12% (Souci ş.a., 1981).

Tabelul 1.3. **Principalele componente chimice din fructele de tomate, ardei şi pătlăgele vinete (după Souci ş.a., 1981)**

Specia	*Valoare energetică, kJ/ 100 g*	*Glucide solubile, %*	*Proteine, %*
Ardei	114,3	3,3 – 8,0	0,70 – 1,90
Tomate	80,7	1,87 – 4,00	0,69 – 1,00
Pătlăgele vinete	107,8	2,20 – 5,40	0,70 – 2,30

Specia	*Lipide, %*	*Apă, %*	*Substanţe minerale, %*
Ardei	0,20 – 0,60	87,0 – 93,0	0,50 – 0,70
Tomate	0,20 – 0,30	93,4 – 95,2	0,60 – 0,61
Pătlăgele vinete	0,10 – 0,20	92,0 – 93,4	0,50

Pătlăgelele vinete acumulează un conţinut mediu de glucide solubile de 1,51 % pentru glucoză, 1,53% – pentru fructoză şi 0,25% – pentru zaharoză.

Halinska şi Frenkel (1991) au constatat că în timpul maturării tomatelor are loc şi un proces de gluconeogeneză în care se utilizează acizii organici.

Schaffer şi Petreikov (1997) au studiat activitatea enzimatică din fructele de tomate în timpul acumulării amidonului. A rezultat că activitatea zaharozo sintazei, fructokinazei, ADP-glucozo pirofosforilazei şi a amidon sintazei scad în perioada când concentraţia de amidon începe să scadă, fructele încep să se matureze. În contrast, activitatea invertazei, UDP-gluco-pirofosforilazei, nucleoziddifosfat kinazei, fosfoglucoizomerazei şi fosfoglucomutazei nu au scăderi vizibile ale activităţii şi par să fie în exces în timpul acumulării amidonului.

Depozitatea amidonului în fructele de tomate are loc în pericarpul intern şi radiar şi în columelă, în timp ce pericarpul extern şi ţesutul placentar conţin puţin amidon. Ţesutul placentar este caracterizat printr-o activitate scăzută a zaharozo-sintazei, UDP-glucozo-pirofosforilazei, fosfoglucomutazei, ADP-glucozo-pirofosforilazei şi amidon sintetazei solubile şi insolubile. Pericarpul extern are o activitate scăzută a ADP-glucozo-pirofosforilazei şi a amidon sintetazei insolubile.

Fructele de tomate, ardei şi pătlăgele vinete acumulează cantităţi reduse de **lipide** ce variază între 0,10 şi 0,60 % (*Tabelul 1.3*).

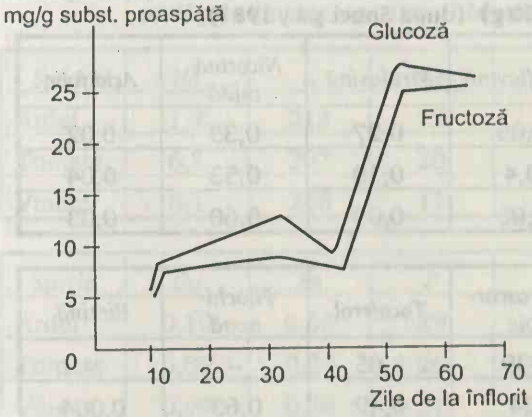

Fig. 1.3. Dinamica acumulării hexozelor în fructele de ardei (după Nielsen ş.a., 1991)

Conţinutul total de steroli din tomate şi vinete este în medie de 7,0 mg/ 100 g subst. proaspătă.

Conţinutul de steril lipide (steroli, steril glicozide şi steril glicozide acilate), precum şi valoarea raportului dintre steril glicozide şi fosfolipide din membranele microzomiale creşte în timpul maturării fructelor de ardei, în timp ce conţinutul acestora din membranele plastidelor scade (Whitaker, 1991). Concomitent, raportul dintre steril glicozidele acilate şi cele neacilate scade în timpul maturării în ambele fracţiuni membranale. Fosfolipidele şi sterolii din membranele cloroplastelor sunt afectate mai mult în timpul maturării ardeilor, comparativ cu cele din membranele microzomiale.

Velcheva şi Donchev (1997) au analizat cerurile epicuticulare de pe fructele de tomate şi au constatat că acestea conţin izoprenoizi aciclici: pristan şi fitan. Raportul dintre pristan şi fitan este neobişnuit de mare (2: 1) în cerurile lichide ale fructelor de tomate.

Ouarti ş.a. (1997) au constatat că excesul de cadmiu şi plumb alterează procesul de desaturare a acizilor graşi din seminţele de tomate. Ca urmare, proporţia de acid palmitic (16:0) creşte, iar cea de acid linoleic (18:2) şi acid linolenic (18:3) scade.

Ealing (1994) a identificat în epicarpul fructelor de tomate în curs de maturare două lipoxigenaze, care se deosebesc din punctul de vedere al pH-ului optim. Activitatea acestor enzime creşte în etapele timpurii de maturare şi scade după realizarea maturării depline.

Luque ş.a. (1995) au constatat că în cuticula fructelor de tomate mature se găsesc flavonoizii: naringenină calconaringenină şi acizi fenolici. Autorii consideră că flavonoizii joacă un rol important în controlul transportului apei printre polimerii cuticulei.

Acizii organici din tomate sunt reprezentaţi în principal de acidul citric (0,44%) şi acidul malic (0,037 %). Conţinutul de acizi organici

Tabelul 1.4. **Conţinutul în vitamine al fructelor de tomate, ardei şi pătlăgele vinete (mg/ 100 g) (după Souci ş.a., 1981)**

Specia	*Tiamină*	*Riboflavină*	*Piridoxină*	*Nicotinamidă*	*Acid folic*
Ardei	0,06	0,05	0,27	0,33	0,02
Tomate	0,06	0,4	0,10	0,53	0,04
Vinete	0,04	0,05	0,09	0,60	0,03

Specia	*Acid pantotenic*	*Acid ascorbic*	*Tocoferol*	*Filochinonă*	*Biotină*
Ardei	0,23	139	0,65	–	–
Tomate	0,31	24	0,49	0,63	0,004
Vinete	0,23	5	0,03	–	–

din fructele de tomate variază în funcţie de temperatura din perioada de maturare a fructelor. La temperatura de 19 °C raportul dintre acid malic/ acid citric a fost 0,32, iar la 12 °C a crescut până la 0,36. Conţinutul de acid acetic şi de acid oxalic din tomate este mai mare în cazul expunerii la temperatura de 12 °C comparativ cu cel al expunerii la 19 °C. De asemenea, valoarea acidităţii titrabile creşte la temperaturi critice şi scade la 19 °C (Thorne şi Efinvwerwere, 1988).

Principalii acizi organici acumulaţi în fructele de vinete sunt: acidul malic – 0,170%, acidul quinic – 0,041%, acidul citric – 0,010% şi acidul oxalic – 0,009%. În fructele de ardei s-a constatat acumularea acidului citric – 0,262%, acidului malic – 0,060% şi a acidului oxalic – 0,016 % (Souci ş.a., 1981).

Modificarea conţinutului în glucide, acizi organici şi substanţe fenolice din tomatele în curs de maturare, precum şi a raportului dintre acestea determină modificarea însuşirilor gustative, respectiv, realizarea în final a **gustului caracteristic.**

Conţinutul în vitamine al fructelor de tomate, ardei şi pătlăgele vinete variază în limite restrânse (*Tabelul 1.4.*).

Conţinutul în substanţe minerale al fructelor solano-fructoase este în general scăzut, după cum rezultă din datele *tabelului 1.5.* Se remarcă faptul că fructele plantelor solano-fructoase au un conţinut mare de potasiu, fosfor, magneziu şi calciu.

Tabelul 1.5. **Conţinutul în substanţe minerale al fructelor de tomate, ardei şi pătlăgele vinete (mg/ 100 g) (după Souci ş.a., 1981)**

Specia	*Na*	*K*	*Mg*	*Ca*	*Mn*	*Fe*
Ardei	1,7	212	12	11	0,10	0,75
Tomate	6,3	297	20	14	0,14	0,50
Vinete	6,1	266	11	13	0,19	0,42

Specia	*Cu*	*Zn*	*P*	*F*	*Cl*	*I*
Ardei	0,10	0,03	29	–	19	0,002
Tomate	0,09	0,24	26	0,02	60	0,002
Vinete	0,09	0,28	21	–	55	–

Tapia şi Gutierrez (1997) au analizat în dinamică conţinutul în azot, fosfor şi potasiu din fructele de tomate. Aceste elemente reprezintă 47, 65 şi, respectiv, 56% din conţinutul total de elemente minerale. În primele etape ale procesului de dezvoltare, raportul dintre conţinutul de potasiu şi azot din fructe a fost 1:1, ajungând la 1,6:1 în faza de maturitate.

Cercetările efectuate de Johnson şi Decoteau (1996) referitoare la nutriţia cu azot şi potasiu a plantelor de ardei au precizat că dozele optime sunt 15 mmol N şi 3 mmol K. Concentraţia de 15 mmol azot a determinat realizarea celei mai mari producţii de ardei, iar concentraţia de 1 mmol a generat acumularea celui mai mare conţinut de capsicină. Concentraţia optimă de potasiu a fost de 3 mmol, şi variaţia conţinutului de potasiu nu a fost corelată cu cantitatea de capsicină acumulată.

În urma tratamentelor cu acid giberelic la plantele de ardei s-a constatat creşterea semnificativă a conţinutului de mangan din fructe (Belakbir ş.a., 1996).

Conţinutul de nitraţi din fructele de tomate de câmp şi din pătlăgelele vinete este scăzut şi nu depăşeşte 100 ppm. Tomatele de seră pot să acumuleze cantităţi mai mari de nitraţi din cauza luminozităţii şi temperaturii mai scăzute care inhibă procesul de reducere a nitraţilor.

Fermitatea fructelor nematurate este determinată de prezenţa protopectinei în lamela mediană. Pe parcursul procesului de maturare protopectina este biodegradată în prezenţa poligalacturonazei şi a

pectinmetil esterazei, rezultând pectine solubile, ceea ce contribuie la scăderea fermităţii fructelor. Carrington şi Pressey (1996) au remarcat că β-galactozidaza poate hidroliza β-glucanii din pereţii celulari ai fructelor de tomate, contribuind la biodegradarea pereţilor celulari, în timpul procesului de maturare. Conţinutul de galactoză din tomatele în curs de maturare creşte de 4–6 ori (Gross, 1983).

Sethu ş.a. (1996) au constatat că activitatea galacturonazei creşte, iar a pectin metil esterazei scade, pe parcursul procesului de maturare a ardeilor. Fermitatea fructelor scade, corelată cu creşterea activităţii poligalacturonazei.

Kim ş.a. (1987) au observat că galactoza în concentraţie de 400–800 μg/ g subst. proaspătă stimulează sinteza etilenei în fructele de tomate şi, totodată, procesul de maturare. Efecte similare au avut şi acidul galacturonic, manoza şi dulcitolul.

Analizele efectuate la vinete au evidenţiat că substanţele pectice totale scad în prima perioadă de creştere, iar după 15 zile se relevă o uşoară creştere. Substanţele pectice solubile în apă şi în oxalat scad până în ziua a 28-a, după care urmează o creştere în perioada de maturare cuprinsă între zilele 28 şi 42. Pectinele solubile în baze (protopectina) cresc în perioada ce precede maturitatea fiziologică şi scad după acest moment, indicând implicarea acestei fracţiuni în menţinerea fermităţii pătlăgelelor vinete (Esteban ş.a., 1993).

Culoarea fructelor de la plantele de tomate, ardei şi pătlăgele vinete este determinată de biodegradarea pigmenţilor clorofilieni şi de acumularea carotenului şi a licopenului. Acest proces este însoţit de transformarea cloroplastelor ce se găsesc în fructele nematurate, în cromoplaste în care se găsesc plastoglobuli ce conţin pigmenţi carotenoizi şi globule osmeofile care reprezintă picături de lipide (Baker, 1975). De asemenea, granulele de amidon din amiloplaste sunt biodegradate treptat, astfel încât la maturitate nu mai pot fi puse în evidenţă.

Deruere ş.a. (1994) au constatat că 95 % din pigmenţii din cromoplastele fructelor de ardei se acumulează în fibrile specifice de lipoproteine. Acestea conţin galactolipide, fosfolipide şi o singură proteină cu greutatea moleculară de 32 kDa, numită *fibrilin*. Deruere ş.a. (1994) au propus un model arhitectural al acestui complex în care carotenii se găsesc în centru, fiind înconjuraţi de un strat de lipide polare şi de un strat exterior de fibriline.

Lawrence ş.a. (1997) au identificat doi cADNs care codifică proteinele destinate formării cromoplastelor, funcţiile unuia nu sunt bine

precizate, în timp ce al doilea codifică proteine de şoc termic, cu greutate moleculară mică.

Bartley şi Skolnic (1994) menţionează că au fost identificate genele care codifică geranilgeranil sintaza (GGPS), genele fitoen sintazei (PSY) care se află în cromozomii 2 şi 3, genele fitoen desaturazei (PDS), care se află în cromozomul 3. În timpul maturării tomatelor etilena induce expresia genelor PSY-1 şi PDS, ARNm corespunzător acestor protein-enzime crescând de 10 ori, ceea ce determină sinteza şi acumularea pigmenţilor carotenoizi.

Hugueney ş.a. (1996) au constatat că genele care codifică enzimele plastidiale: gerenilgeranil pirofosfat sintază, fitoen sintază, fitoen desaturază şi capsantin capsorubin sintază determină colorarea ardeilor în perioada caracteristică de maturare. Expresia acestor gene poate fi declanşată prin simpla lezare a ţesuturilor. Expresia genelor care codifică sinteza farnesil pirofosfat sintazei din citoplasmă este declanşată numai de către elicitori. Deci biosinteza izoprenoizilor din plastide şi din citoplasmă este parţial reglată de semnale provenite din mediul ambiant.

Maturarea tomatelor este însoţită de acumularea pigmenţilor carotenoizi reprezentaţi de: licopen, β-caroten, α-caroten, γ-caroten, ξ-caroten, fitoen şi fitofluen. Dintre aceştia β-carotenul se acumulează în proporţie de 40–180 μg/ g subst. uscată şi reprezintă 50–76% din totalul pigmenţilor (Davies şi Hobson, 1981).

Conţinutul de clorofilă din fructele de tomate creşte timp de 35 de zile după înflorit şi scade la 0 după 55 de zile. Scăderea conţinutului de clorofilă a fost corelată cu activitatea enzimei porfobilinogen deaminază (McMahon ş.a.,1990) şi cu transformarea cloroplastelor în cromoplaste.

Cercetările asupra carotenilor din ardei, efectuate de Deli şi Toth (1997), au indicat prezenţa a 56 de picuri, dintre care au identificat 34. Acestea corespund cu capsantina, capsorubina, zeaxantina, cucurbitaxantina A şi β-carotenul, ce se găsesc în cantităţi mai mari. Au mai fost identificaţi: capsantin 5,6-epoxidul, capsantin 3,6-epoxidul, cucurbitaxantina B, violaxantina, cicloviolaxantina, anteroxantina, capsantona, nigroxantina, β-criptoxantina şi câţiva cis izomeri şi oxizi furanici.

Culoarea fructelor de ardei nematuraţi este determinată de prezenţa pigmenţilor clorofilieni. Pe măsura evoluţiei procesului de maturare, pigmenţii clorofilieni se biodegradează, concomitent cu sinteza pigmenţilor carotenoizi, care conferă culoarea galbenă carac-

teristică. Ardeiul lung tip Kapia şi ardeiul gogoşar, care au culoarea roşie, sintetizează în perioada de maturare pigmenţi antocianici. Tratarea fructelor de ardei gogoşar cu Ethephon în concentraţie de 1 000 ppm a stimulat sinteza pigmenţilor antocianici, grăbind procesul de înroşire.

Minguez-Mosquera şi Hornero-Mendez (1994), studiind modificările de culoare care se produc în timpul maturării ardeilor, au relevat că pigmenţii clorofilieni, ca şi luteina şi neoxantina dispar, concentraţia de β-caroten şi violaxantină creşte, iar zeaxantina, capsantina, capsorubina, β-criptoxantina şi capsoluteina se formează din nou. Concentraţia acestor pigmenţi realizează un maxim la maturitatea ardeilor, după care scade lent.

Tratamentele cu etilenă sau cu Ethephon stimulează procesul de sinteză a pigmenţilor carotenoizi şi, respectiv, colorarea fructelor.

Culoarea fructelor de pătlăgele vinete este determinată de prezenţa glucozizilor delfinidinei: delfinidin 3,5-diglucozid, a căror sinteză este codificată de 9 gene şi este sub controlul luminii. Rolul luminii în acest proces este dovedit de faptul că zona fructului acoperită de caliciu nu se colorează (Monselise, 1986). Colorarea fructelor începe după câteva zile de la înflorit şi se intensifică după cca 3 săptămâni de la înflorit, de la partea apicală a fructelor spre zona bazală.

Pungenţa (iuţeala) fructelor de ardei este determinată de acumularea unui grup de substanţe denumite capsaicinoide, din care fac parte capsaicina şi dihidrocapsaicina, precum şi nordihidrocapsaicina, homocapsaicina şi homodihidrocapsaicina. Aceste substanţe se acumulează probabil în vacuole, găsindu-se în cantitate mai mare în ţesutul placentar (Cotter, 1980; Fujiwake ş.a., 1980).

Cotter (1980) a constatat că sinteza capsaicinei are un maximum în perioada de maturare a fructelor, după care urmează o diminuare a conţinutului. De asemenea, conţinutul acestei substanţe a fost mai mare în fructele cu dimensiuni mai mici şi în cele maturate la temperaturi mai ridicate (30–35 °C), comparativ cu cele maturate la temperaturi coborâte (Fujiwake, 1980).

Aroma tomatelor a fost corelată cu două cetone volatile: 6-metil-5-hepten-2-onă şi 1-penten-3-onă (Dangyang şi Boersig, 1996), dar se consideră că aroma reprezintă un complex de peste 400 de substanţe. Dintre acestea Buttery ş.a. (1984) au menţionat: 3-hexenal, trans 2-hexenal, hexanal, β-iononă, 1-penten-3-onă, 3-metil butanal, cis 3-hexenol şi 3-metil butanol.

Baldwin ş.a. (1991) au stabilit că în timpul maturării tomatelor nu se modifică conţinutul în etanol şi trans-2-trans-4-decadienat, dar are loc acumularea de: cis-3-hexenol, acetaldehidă, cis-3-hexenal, trans-2-hexenal, hexenal acetonă, 6-metil-5-hepten-2-onă, geranil-acetonă şi 2-izobutiltiazol.

Lunig ş.a. (1994) au identificat următorii compuşi volatili produşi de fructele de ardei: 2,3-butadionă, 1-penten-3-onă, hexanal, 3-caren, β-ocimen, octanal şi 2-izobutil-3-metoxipirazonă. În timpul maturării cei mai mulţi compuşi volatili scad cantitativ sau dispar, dar persistă 2-hexenal şi 2-hexenol.

Rostogoi şi Davies (1990) au constatat că în timpul maturării tomatelor 25% din **putresceină şi spermidină** sunt metabolizate. Putresceina este încorporată mai ales în spermidină, acid γ-aminobutiric şi acid glutamic.

Acizii fenolici din fructe par să fie implicaţi în reglarea a numeroase procese. Dintre aceste substanţe, acidul salicilic joacă un rol inhibitor în procesul de sinteză a etilenei, precum şi în controlul sintezei celulazei implicate în abscisia frunzelor (Ferrarese ş.a., 1996).

Acizii fenolici sunt importanţi şi pentru rolul pe care îl au în procesul de **apărare activă** împotriva atacului patogen. Un rol asemănător îl are capsidolul, o fitoalexină sesquiterpenică produsă de ardeii atacaţi de patogeni (Saimmaime şi Coulomb, 1993) şi 4 compuşi altersolanol care au fost identificaţi în tomatele atacate de *Alternaria solani* (Okamura ş.a., 1993).

Friedman şi Levin (1995) consideră că tomatele sintetizează glicoalcaloidul α-tomatină ca mijloc de apărare la atacul patogen. Conţinutul de tomatină din organele plantelor de tomate variază între 14 şi 130 mg/ 100 g subst. proaspătă. Tomatele nematurate au o concentraţie mai mare de α-tomatină (0,9–55 mg/ 100 g) comparativ cu cele maturate (0,03 – 0,08 mg/ 100 g subst. proaspătă), fapt ce scoate în evidenţă sensibilitatea mai mare a fructelor maturate la atacul patogen. Scăderea conţinutului de tomatină se datorează biodegradării acesteia în prezenţa tomatinazei.

Din categoria glicoalcaloizilor face parte şi solanina, care conferă gustul uşor amărui. Conţinutul de α-solanină din ardei variază, după Jones şi Fenwick (1981), între 9,2 şi 11,3 mg/ 100 g subst. proaspătă.

Sasser (1988), efectuând cercetări *in vitro*, a constatat că oxigenul singlet participă la formarea epoxizilor în membranele celulare, în

care au loc reacţii de hipersensibilitate, ceea ce previne efectul toxic al acestei forme de oxigen. În plantele de ardei atacate de *Pseudomonas*, lipoxigenaza mediază oxidarea acidului linolenic, fiind implicată în rezistenţa activă la atacul acestui patogen.

Activitatea enzimatică are modificări caracteristice care însoţesc procesul de maturare al fructelor. S-a constatat intensificarea activităţii invertazei a enzimelor malice, endopoligalacturonazei, fosfofructokinazei, ACC-sintazei, ACC-oxidazei, glucanazei etc.

Senescenţa reprezintă etapa finală, ireversibilă, din viaţa plantelor şi, respectiv, a fructelor.

Carenţa de zinc stimulează formarea radicalilor superoxid (Cakmak şi Marschner, 1988), măreşte ritmul de peroxidare al lipidelor membranale şi stimulează procesul de senescenţă.

Seminţele de tomate, ardei şi pătlăgele vinete sunt mici şi au un conţinut mare de apă după 10–30 de zile de la polenizare. Apa din seminţele de tomate scade după 30 de zile de la polenizare, ulterior crescând în timpul maturării fructelor. Embrionul are un conţinut maxim de proteine după 35 de zile de la polenizare, în timp ce proteinele din cotiledoane au 3 etape de acumulare. Proteinele de rezervă din embrion şi cotiledoane sunt identice şi încep să se acumuleze după 20 de zile de la polenizare. Maturarea embrionului este completă la 40 de zile de la polenizare, când se realizează conţinutul maxim de proteine. Seminţele sunt tolerante pentru deshidratarea prematură după 40 de zile de la polenizare. Cele recoltate după 35 de zile de la polenizare şi îmbibate în apă germinează după 120 de ore producând plantule viabile (Berry şi Bewley, 1991).

Conţinutul de auxine endogene din seminţele de tomate realizează un maximum după 7–10 zile de la înflorit şi probabil influenţează atât procesul de legare, cât şi cel de creştere a fructelor (Mapelli ş.a., 1962). Wittwer şi Bukovac (1962) au constatat că pulverizarea florilor cu auxine exogene stimulează procesul de legare a fructelor la plantele de tomate.

1.6. Fiziologia postrecoltă

Procesele metabolice din fructele de tomate, ardei şi pătlăgele vinete sunt determinate, în principal, de gradul de maturare al fructelor la recoltare. Astfel, tomatele recoltate înainte de maturitate îşi continuă acest proces pe durata perioadei de păstrare, timp în care îşi îmbunătăţesc însuşirile calitative. Fructele recoltate la maturitatea

Tabelul 1.6. **Intensitatea procesului de respiraţie a fructelor provenite de la plantele de tomate, ardei şi pătlăgele vinete**

Specia	*0 °C*	*5 °C*	*10 °C*	*15 °C*	*20 °C*
Ardei	4,7	12,5	19,5	30,6	62,0
Tomate	1,9	7,0	13,4	24,7	41,2
Vinete	7,7	11,6	19,6	44,8	80,0

deplină îşi depreciază treptat însuşirile calitative, pe măsură ce trec de la faza de maturitate la cea de senescenţă.

Intensitatea proceselor metabolice este determinată atât de gradul de maturare al fructelor, cât şi de condiţiile de păstrare.

Tomatele maturate se pot păstra la temperatura de 4–5 °C, timp de 7–14 zile, datorită faptului că acestea sunt mai puţin sensibile la dereglările fiziologice determinate de temperaturile critice. Tomatele recoltate înainte de maturitate trebuie păstrate la temperatura de 10–15 °C, timp de 15–60 de zile.

Pătlăgelele vinete se păstrează la temperatura de 10–12 °C timp de 15–20 de zile, iar ardeii la temperatura de 8 °C timp de 7–14 zile.

Intensitatea procesului de respiraţie a fructelor provenite de la plantele de tomate, ardei şi pătlăgele vinete este relativ coborâtă, acestea fiind clasificate în grupa produselor cu intensitate respiratorie moderată. Specia şi temperatura sunt principalii factori care determină intensitatea acestui proces (*Tabelul 1.6*).

Cea mai mare intensitate a procesului de respiraţie s-a stabilit la pătlăgelele vinete şi cea mai mică la tomate. Prin creşterea temperaturii cu 10 °C în domeniul 0–10 şi 10–20 °C, se determină creşterea intensităţii procesului de respiraţie în medie de 3,67 şi, respectiv, 3,49 ori.

Inaba şi Chachin (1989) au păstrat tomatele nematurate la temperaturi cuprinse între 5 şi 40 °C. Rezultatele obţinute au evidenţiat că numai la 20, 25 şi 30 °C fructele au prezentat o creştere climacterică a respiraţiei şi a etilenei. Temperaturile de 5, 10, 15, 35 şi 40 °C au avut un efect inhibitor asupra acestor procese. S-a constatat, de asemenea, că tomatele au şi un ciclu respirator cianidin intensiv, care creşte în intensitate o dată cu temperatura şi, în special, la 30–35 °C.

Sinteza etilenei este relativ lentă, legumele solanacee pentru fructe fiind încadrate în categoria celor cu degajare scăzută de etilenă, cu limitele de 0,1–1,0 µl/ kg/ oră.

Ardeii şi vinetele sunt fructe la care climactericul etilenei lipseşte, în timp ce tomatele prezintă un astfel de maxim.

Tratamentele cu etilenă în concentraţie de 100 µl/ l, timp de 24 de ore, la temperatura de 20–25 °C au indus maturarea la tomatele recoltate în faza de pârgă (McGlassom ş.a., 1975).

Ciupercile patogene, care atacă tomatele, sintetizează poligalacturonaze cu ajutorul cărora biodegradează substanţele pectice din lamela mediană. Poligalacturonazele reprezintă însă un elicitor pentru sinteza etilenei, care realizează un maxim după 17–20 de ore, ulterior scăzând treptat (Baldwin şi Preesey, 1988). Aceasta determină stimularea procesului de maturare a fructelor atacate de patogeni.

Cea mai evidentă schimbare în perioada postrecoltă constă în modificarea **culorii fructelor.** Tomatele din hibridul Oltbrid recoltate la o pigmentaţie pe 10% din suprafaţa fructelor au avut un conţinut de clorofilă de 0,42 mg/100 g, iar după 15 zile de păstrare la temperatura de 10°C acesta a scăzut la 0,03 mg/100 g (Dobreanu, 1979). Concomitent, conţinutul în pigmenţi carotenoizi a crescut de la 0,47 mg/100 g la 4,10 mg/100 g. Creşterea temperaturii la 20°C a stimulat procesul de maturare astfel încât s-a realizat un grad de maturitate apropiat după numai 6 zile de păstrare.

În cazul ardeiului lung Kapia şi gogoşar, acumularea pigmenţilor carotenoizi şi antocianici şi, respectiv, a culorii roşii reprezintă un criteriu de calitate. Tratarea plantelor cu Ethrel B în doză de 2.500 ppm, la începutul fazei de pârgă, recoltarea ardeilor în faza de FIII şi păstrarea la temperatura de 10 °C timp de 20 de zile a determinat realizarea unui aspect superior. În cazul ardeiului lung Kapia conţinutul în pigmenţi carotenoizi a fost de 20,14 mg / 100 g la varianta netratată şi 29,32 mg / 100 g la varianta tratată, iar cel de capsantină a fost de 18,23 mg / 100 g şi, respectiv, 27,49 mg / 100 g. Rezultate similare s-au obţinut şi la ardeiul-gogoşar, la care varianta tratată a avut cu 12,03 mg / 100 g mai mulţi pigmenţi carotenoizi şi cu 12,27 mg / 100 g mai multă capsantină comparativ cu varianta-martor (Ciurel ş.a., 1989).

După 15 zile de păstrare la temperatura de 10 °C, **substanţa uscată solubilă** din tomate evidenţiază o creştere de la 5,2 la 5,5 %, datorată atât hidrolizei amidonului, cât şi concentrării sucului celular ca urmare a desfăşurării procesului de transpiraţie. În urma hidrolizei amidonului rezultă glucoză, care contribuie la creşterea conţinutului de glucide solubile de la 2,50 la 2,92% (Dobreanu, 1979).

Pungenţa ardeilor nematuraţi a crescut pe parcursul perioadei postrecoltă, dacă păstrarea s-a făcut la lumină continuă. După 7 zile de păstrare în aceste condiţii, conţinutul de substanţe capsicinoide din ţesutul placentar a crescut de 2,5 ori (Iwai ş.a., 1977).

Zuckerman ş.a. (1997) au determinat modificările biochimice care se produc în ardei la trecerea de la condiţiile de aerobioză la cele de anaerobioză şi au constatat că intensitatea procesului de respiraţie scade cu 60% în 30 de minute, în timp ce sinteza aldehidei acetice şi a alcoolului etilic a întârziat cu 1–3 ore. Reexpunerea fructelor la concentraţii normale de oxigen determină creşterea de 2–10 ori a sintezei aldehidei acetice, ceea ce indică sensibilitatea fructelor de ardei la condiţiile de anoxie.

Păstrarea ardeilor timp de 1–5 zile în atmosferă cu 1,5% O_2 a determinat reducerea intensităţii procesului de respiraţie pentru aproximativ 55 de ore, după transferul lor în atmosferă cu compoziţia normală (Rahman ş.a., 1995). Ciclul respirator cianidin intensiv a fost inhibat în timpul păstrării ardeilor în atmosferă cu 1,5% O_2, dar după trecerea fructelor în atmosferă cu compoziţia normală intensitatea acestuia rămâne mai mare comparativ cu cea a ciclului respirator cianidin sensibil.

1.7. Dereglări fiziologice ale fructelor de tomate, ardei şi pătlăgele vinete

Tomatele, ardeii şi pătlăgelele vinete pot fi afectate de următoarele dereglări fiziologice:

– Crăparea epicarpului	– *Growth cracks*
	– *Splitting*
– Maturarea neregulată	– *Irregular ripening*
– Peretele tare	– *Hard wall*
– Arsura de soare	– *Sunscald*
– Pătarea stilară	– *Blossom end rot*
– Sticlozitatea	– *Glassy appearence*
– Blocarea procesului de maturare	– *Blotchy ripening*
– Fructe cu goluri	– *Boxi fruit*
– Rugozitatea	– *Russeting*
– Fructe multiloculare	– *Multilocular fruit*
– Dereglări cauzate de temperaturile critice	– *Low temperature injury*

Dereglări cauzate de temperaturile critice (*low temperature injury*) se manifestă la fructele de ardei şi de pătlăgele vinete, care au fost expuse la temperaturi critice, între 0 şi 7 °C. Se caracterizează prin apariţia unor pete mici, uşor depresate, care în scurt timp îşi modifică culoarea verde-gălbuie în culoare brună-neagră. În cazul pătlăgelelor vinete, epicarpul primeşte un aspect de fiert, de culoare brună-deschis.

Salunkhe şi Desai (1984) au constatat că tomatele recoltate înainte de maturare se depreciază calitativ, dacă sunt păstrate la temperaturi cuprinse între 1,7 şi 7,2 °C, timp de 7–21 de zile. Tomatele maturate sunt mai puţin sensibile la apariţia acestei dereglări fiziologice.

Marangoni ş.a. (1989), în sinteza făcută asupra acestei dereglări fiziologice, au menţionat existenţa următoarelor modificări:

- modificarea de fază a membranelor lipidice care afectează transportul ionilor şi proprietăţile catalitice ale enzimelor legate de membrane (Maringoni şi Stanley, 1988);
- microvezicularea reticulului endoplasmatic şi pierderea ribozomilor (Niki ş.a., 1978);
- condensarea cromatinei nucleare (Chabot şi Leopold, 1985);
- biodegradarea tonoplastului (Niki ş.a., 1979);
- umflarea mitocondriilor, vezicularea şi pierderea cristelor (Murphy şi Wilson, 1981).

În plus, s-a constatat umflarea şi distrugerea plastidelor, degradarea granulelor de amidon, a plastoglobulilor şi dezorganizarea lamelei mediane. În cloroplaste, citoplasmă, vacuole şi între pereţii celulelor şi plasmalemă apar picături de natură lipidică (Niki ş.a., 1978). Biodegradarea membranelor plasmatice este însoţită de pierderea capacităţii de reglaj osmotic şi de intensificarea activităţii lizozomilor.

În cazul tomatelor, expunerea la temperaturi critice determină realizarea mai tardivă a procesului de maturare, comparativ cu fructele neexpuse la temperaturile corespunzătoare. Aceasta este determinată în principal de inhibarea procesului de biosinteză a licopenului, a etilenei şi a enzimelor pectice.

Fructele de tomate nematurate, expuse timp de 2–12 zile la 2 şi 15 °C, nu au avut modificări evidente ale fosfolipidelor din pericarp. Conţinutul de acizi graşi a crescut însă de 3 ori la tomatele expuse la 15 °C şi de 1,2 ori la cele expuse la 2 °C. Sterolii liberi au crescut mult la fructele expuse la temperaturi mai coborâte, iar steril glicozizii li-

beri şi acilaţi nu au prezentat modificări însemnate (Whitaker, 1991).

Burzo ş.a. (1992) au constatat că expunerea ardeilor la temperaturi între 0 şi 1 °C determină scăderea intensităţii procesului de respiraţie şi a permeabilităţii membranelor plasmatice de 1,3 ori, comparativ cu probele expuse la 10 °C. Aciditatea titrabilă creşte ca urmare a biodegradării glucidelor şi a acumulării acidului piruvic, al cărui transport prin membrana mitocondrială este încetinit de modificarea de fază a lipidelor.

Lin ş.a. (1993) au remarcat că ardeii maturaţi pot fi păstraţi la temperatura de 1 °C 1–2 săptămâni, fără a avea simptome ale acestei dereglări fiziologice, în timp ce ardeii nematuraţi păstraţi 3 zile la această temperatură prezintă simptomele caracteristice ale dereglărilor fiziologice la temperaturi critice. Scăderea rapidă a temperaturii a generat apariţia timpurie a simptomelor caracteristice.

Purvis şi Shewfelt (1995) consideră că prezenţa oxigenului activ sub formă de superoxid în mitocondriile izolate de ardei denotă că această dereglare fiziologică poate fi produsă de acţiunea acestor substanţe asupra constituenţilor celulari, când sistemele de apărare sunt compromise.

În cazul pătlăgelelor vinete, dereglarea fiziologică se manifestă sub forma brunificării ţesutului din zona placentară, iar la exterior sub forma unor pete depresate şi alungite, precum şi prin colorarea pericarpului în brun-roşcat.

Pătlăgelele vinete expuse la temperaturi critice au o creştere a respiraţiei cianidin intensivă, care determină sporirea cantităţii de căldură eliminată cu 47–98% la soiurile sensibile şi cu 7–22% la soiurile rezistente. Această intensificare a producerii de căldură este apreciată de Moynihan ş.a. (1995) drept o aclimatizare a proceselor la temperaturile coborâte.

Simptomele caracteristice apar după 6 zile de păstrare la 4 °C, şi după 10 zile la 7 °C (Pratella, 1978).

Încălzirea tomatelor pentru 48 de ore la temperatura de 38 °C previne apariţia dereglărilor fiziologice la temperaturi coborâte, permiţând păstrarea timp de 21 de zile la temperatura de 2 °C (Sabehat ş.a., 1996).

Blocarea procesului de maturare (*blotchy ripening*) este o dereglare fiziologică prin care sunt afectate tomatele de seră, în perioada de vară, când temperaturile sunt mai ridicate. Astfel, tomatele expuse la temperatura de 40 °C îşi menţin la un nivel ridicat intensitatea pro-

Tabelul 1.7. **Principalele modificări fiziologo-biochimice din tomatele expuse 4 zile la temperaturi ridicate**

Analiza	*20 °C*	*30 °C*	*40 °C*
Int. respiraţiei mg CO_2/ kg/ oră	21,0	25,9	40,9
Activitatea peroxidazelor, ml CO_2/g/15 min.	70	75	87
Activit. catalazei, ml O_2/g/ 3 min.	223	240	74
Acid ascorbic, mg/ 100 g	20,8	4,2	5,5
β-caroten, mg/ 100 g	1,80	2,50	2,60
Licopen, mg/ 100 g	3,00	2,04	1,42
Fermitatea, mm	3,9	9,9	2,6

cesului de respiraţie (*Tabelul 1.7*). Activitatea peroxidazelor nu are modificări evidente, în schimb activitatea catalazei prezintă o diminuare de 5 ori faţă de valoarea determinată la probele expuse la temperatura de 20 °C (Burzo ş.a., 1988, 1992).

Modificări marcante se manifestă în ceea ce piveşte fermitatea tomatelor, care după 4 zile de expunere la temperatura de 40 °C este mai mare de 1,5 ori comparativ cu probele păstrate la 30 °C, evidenţiindu-se astfel o inhibare a metabolismului pectic.

Conţinutul în caroten din tomate creşte o dată cu temperatura, în timp ce conţinutul în licopen scade de 1,5 ori la 30 °C şi de 2,0 ori la 40 °C, comparativ cu probele expuse la temperatura de 20 °C.

Ogura ş.a. (1975) au constatat că la tomatele nematurate, expuse la temperaturi ce depăşesc 33 °C, biosinteza etilenei, a licopenului şi a poligalacturonazei este inhibată, ceea ce determină realizarea simptomelor caracteristice. Kagan-Zur ş.a. (1996) au precizat că stresul termic produce blocarea treptată şi ireversibilă a expresiei genelor poligalacturonazei, în timp ce expresia genelor pectinmetilesterazei este mai puţin sensibilă la acest stres.

Inaba şi Chachin (1989) au expus tomatele recoltate în faza de pârgă la temperaturi cuprinse între 5 şi 40°C. La temperaturi mai mari de 30°C s-a constatat că are loc inhibarea oxidării mitocondriale a malatului, succinatului, α-cetoglutaratului şi citratului, iar raportul ADP/O a fost mult mai mic decât la temperatura de 25°C. În aceste condiţii, în fructele de tomate se desfăşoară ciclul respirator alternativ, în care energia se elimină sub formă de căldură.

Expunerea tomatelor afectate de această dereglare fiziologică la temperatura de 20°C stimulează biosinteza licopenului şi metabolismul pectic, ceea ce contribuie la îmbunătăţirea calităţii fructelor afectate.

Expunerea fructelor de tomate la temperaturi ridicate determină un proces adaptiv care are drept urmare sinteza proteinelor de şoc termic. Acest proces este iniţiat la temperatura de 35°C şi are un maximum la 37°C (Fender şi O' Connell, 1990). Sinteza proteinelor de şoc termic poate preveni apariţia dereglărilor fiziologice cauzate de temperaturile critice timp de 21 de zile (Gabehat ş.a., 1996).

Sticlozitatea (*glassy appearence*) este o dereglare fiziologică foarte răspândită la tomate, dar mai puţin studiată. Se manifestă prin aspectul translucid al ţesuturilor, prin care se remarcă foarte evident fasciculele vasculare.

Tomatele afectate de sticlozitate au greutatea specifică, permeabilitatea membranelor plasmatice, conductibilitatea electrică a ţesuturilor, aciditatea titrabilă şi conţinutul în clorofilă mai mare comparativ cu fructele neafectate (*Tabelul 1.8*). Intensitatea procesului de respiraţie, activitatea peroxidazelor şi conţinutul în caroten şi licopen au valori mai mici (Burzo ş.a., 1990, 1992).

Observaţiile efectuate la microscopul electronic au evidenţiat existenţa unui proces de vacuolizare, scăderea cantităţii de citoplasmă şi numărul redus de cromoplaste care determină aspectul translucid. Celulele din jurul fasciculelor vasculare au cloroplastele cu structura nealterată, iar culoarea verde a acestora se remarcă prin ţesuturile exterioare translucide (Burzo ş.a., 1992). Maragnoni ş.a. (1989) au constatat că la soiurile sensibile are loc microvezicularea reticulului endoplasmatic, desprinderea ribozomilor, umflarea cloroplastelor şi a mitocondriilor şi biodegradarea granulelor de amidon. Soiurile rezistente de tomate, după 7 zile de păstrare la temperatura de 5°C, prezintă numai o dezorganizare redusă a tilacoidelor.

Cauzele acestei dereglări fiziologice nu sunt bine precizate. După Wrischer ş.a. (1986), mutaţiile sunt adesea exprimate prin modificarea structurii, compoziţiei şi funcţiilor plastidelor. Bruce ş.a. (1983) consideră că mutaţiile pot întrerupe trecerea diferitelor forme de plastide unele în altele, formându-se cloroplaste imature şi cromoplaste cu o pigmentare anormală.

Putrezirea zonei stilare (*blossom-end rot*) se manifestă la fructele nematurate şi maturate prin brunificarea ţesuturilor lojelor seminale de la tomate şi ulterior sub forma unor pete umede, situate în jurul

Tabelul 1.8. **Valorile unor indicatori fiziologo-biochimici din tomatele afectate şi neafectate de sticlozitate**

Indicatorul	*Fructe sănătoase*	*Fructe cu sticlozitate*
Densitatea	0,9893	1,0152
Apă, %	94,92	94,39
Substanţa uscată solubilă, %	6,2	5,8
Aciditatea titrabilă, g, acid citric/ 100 g	7,93	7,98
PH	5,01	5,12
Clorofilă, mg/ 100 g	0,66	1,33
Caroten, mg/ 100 g	4,40	2,62
Licopen, mg/ 100 g	5,50	3,22
Substanţe minerale, %	0,80	0,72
Conductibilitatea electrică a ţesuturilor, µS/ cm	504	988
Permeabilitatea membranelor, µS/ 10 g	18,7	36,0
Intensitatea respiraţiei, mg CO_2/ kg/ oră	21,3	15,6
Activitatea peroxidazelor, U/g	6,9	3,6

punctului stilar al tomatelor şi ardeilor. Aceste pete se măresc cu timpul, se deshidratează şi se adâncesc. Celulele situate la suprafaţa acestor pete sunt moarte, iar sub acestea există o zonă de tranziţie în care celulele au ultrastructura cu diferite grade de alterare.

Această dereglare fiziologică se manifestă mai frecvent în perioadele secetoase şi în condiţii de carenţe de calciu. Transportul calciului este dirijat preferenţial spre organele cu transpiraţie intensă, fructele acumulând doar aproximativ 6 % din cantitatea totală din plantă (Miller ş.a., 1979). Taylor şi Smith (1957) au constatat că frunzele plantelor afectate au un conţinut de 4 ori mai mic ca al frunzelor de la plantele sănătoase, iar nivelul critic al calciului din frunze este 0,20 %.

Temperaturile ridicate şi intensitatea luminoasă mare poate să stimuleze apariţia acestei dereglări fiziologice. După Adams şi Ho (1993), în perioada de extensie rapidă a celulelor, are loc un decalaj între aprovizionarea cu asimilate şi cu calciu, iar carenţa de calciu determină biodegradarea rapidă a ţesuturilor.

Crăparea epicarpului (*growth cracks*) se manifestă în zona pedunculară a tomatelor sub forma unor crăpături circulare, cu adâncimi diferite.

Stresul hidric inhibă procesul de creştere a celulelor din epicarpul tomatelor, în timp ce ploile facilitează acumularea apei în celulele mezocarpului, care sunt mai puţin afectate de secetă. Acumularea apei şi creşterea presiunii de turgescenţă determină ruperea epicarpului şi formarea de crăpături.

Fructele multiloculare (*multilocular fruit*) au o formă costată, iar în secţiune se remarcă existenţa unor spaţii goale în jurul seminţelor care determină o fermitate redusă. Această dereglare fiziologică se manifestă, cu precădere, la unele soiuri timpurii de tomate, cultivate în condiţii de temperatură scăzută.

Peretele tare (*hard wall*) se manifestă în perioada de maturare a tomatelor prin persistenţa unor suprafeţe de culoare verde, care au fermitatea mai mare şi se găsesc cu pregnanţă pe umerii sau pe părţile laterale ale tomatelor.

Conţinutul în clorofilă al acestor ţesuturi a fost mai mare de 3,2 ori, iar fermitatea – de 2,2 ori mai mare comparativ cu ţesuturile neafectate.

Arsuri provocate de soare (*sunscald*) se manifestă pe fructele de ardei, tomate şi pătlăgele vinete nematurate, în perioadele cu temperaturi ridicate şi intensitate luminoasă mare, pe partea superioară a fructelor, expusă la radiaţiile solare.

Expunerea ardeilor la temperaturi mai mari de 38–40°C, determină, după Rabinowitch şi Sklan (1981), generarea de radicali superoxid, prin acţiunea luminii asupra clorofilei, la temperaturi ridicate. Rezultă deci că pentru apariţia acestei dereglări fiziologice este necesară prezenţa clorofilei.

Leziunile se caracterizează prin apariţia unei culori albicioase şi a unor mici băşici pe epicarpul fructelor. Într-o fază mai avansată se constată mortificarea ţesuturilor, pierderea apei şi depresarea ţesuturilor. Moartea celulelor oferă condiţii bune pentru dezvoltarea microorganismelor parazite, în special pentru *Alternaria spp.*

Rabinowitch ş.a. (1986) au constatat că expunerea ardeilor la temperatura de 40°C pentru 6 ore a determinat reducerea dereglării fiziologice. Această adaptare se datorează creşterii activităţii superoxiddismutazei care catalizează descompunerea radicalilor liberi (Rabinowitch ş.a., 1982).

Brunificarea pulpei (*browning of flesh*) se manifestă iniţial la ţesuturile din jurul seminţelor, pentru ca ulterior să se extindă la cea mai mare parte a ţesuturilor.

BIBLIOGRAFIE

Abdel-Kader, A. – Postharvest Technology of Horticultural Crops Univ., California, 1985.

Abdel-Rahman, M. ş.a. – Physiol. Plant., 1975, 34, 39–43.

Adams, P., Ho, L.C. – Plant Soil., 1993, 154, 127–132.

Afek, U. ş.a. – J. Amer. Soc. Hort. Sci., 1990, 115, 938–942.

Ali, I.A. ş.a. – J. Plant Nutr., 1996, 19, 619–634.

Aloni, B. ş.a. – Ann. Bot., 1991, 67, 371–377.

Aloni, B. ş.a. – Ann. Bot., 1996, 78, 163–168.

Argerich,C.A. ş.a. – J. Exp. Bot., 1989, 40, 593–598.

Atherton J.G., Rudich, J. – The Tomato Crop. Londra, 1986.

Augustine, J.J. ş.a. – Plant Physiol., 1976, 57, 325–333.

Award, A.S. ş.a. – Crop Sci., 1990, 30, 123–128.

Baker, J.E. – În Postharvest Physiology Handling and Utilization of Tropical and Subtropical Fruits And Vegetables. Pantastico Er. Edit. Westport, 1975, 128.

Bakker, J.C., van Uffelen, J.A.M. – Netherlands J. Agric. Sci., 1988, 36, 201–208.

Baldwin, E.A., Preesey, R. – J. Amer. Soc. Hort. Sci., 1988, 113, 92–95.

Baldwin, E.A. ş.a. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1991, 116, 265–269.

Bar-Tal, A. ş.a. – Agron. J., 1990, 82, 989–995.

Bar-Tal, A., Pressman, E. – J. Amer. Soc. Hort. Sci., 1996, 121, 649–665.

Bartholomew, D.M. ş.a. – Plant Physiol., 1991, 96, 291–296.

Bartley,G.E., Scolnik, P.A. – Ann. Rev. Plant Physiol. Mol. Biol., 1994, 45, 287–301.

Baszynski, T. ş.a. – Mineral nutrition of Plants., Sofia, vol. II, 1979, 328–331.

Belakbir, A. ş.a. – J. Plant Nutr., 1996, 19, 1269–1277.

Bellaloui, V., Pilbeam, D.J. – J. Exp. Bot., 1991, 42, 81–88.

Berry, T., Bewley, J.D. – Planta, 1991, 186, 27–34.

Bhatt, R.M., Srinivasa, N.K. – Photosynthetica, 1989, 23, 21–26.

Bonnemain, J.L. – C.R. Acad. Sci. Paris, 1965, 260, 2054–2057.

Bray, E.A. – Botany & Plant Sciences. Univ. of California Riverside, 1993.

Brewitz, E. ş.a. – J. Exp. Bot., 1996, 47, 855–861.

Bruce, A. ş.a. – Molecular biology of the cell., New York–Londra, 1983.

Bruggink, G. T., Heuvelink, E. – Sci. Hortic., 1987, 31, 161–174.

Bucur, E., Burzo, I. – Bolile, dăunătorii şi deranjamentele fiziologice la legumele depozitate. Redacţia revistelor agricole, nr. 4, 1971.

Burzo, I. ş.a. – Lucrări ştiinţifice ICPVILF, vol. XIX, 1988, 75–81.

Burzo, I. – Fiziologia şi tehnologia păstrării produselor horticole, Bucureşti, 1986.

Burzo, I. ş.a. – Lucrări ştiinţifice ICDVPH, vol. XXI, 1990, 99–108.

Burzo, I. ş.a. – Lucrări ştiinţifice ICDVPH, vol. XXIII, 1992, 45–55.

Burzo, I. ş.a. – Cercet. Genet. Veget. Anim., vol. II, 1992, 90–97.

Burzo, I. ş.a. – Cercet. Genet. Veget. Anim., vol. II, 1992, 99–107.

Buta, J.G., Spaulding, D.W. – J. Plant Growth Regul., 1994, 13, 163–166.

Butterz, R.G. ş.a. – J. Agric. Food Chem. 1987, 35, 540–544.

Cakmak, I., Marschner, H. – J. Exp. Bot. 1988, 39, 1449–1260.

Calvert, A. – J. Hort. Sci., 1957, 32, 9–17.

Calvert, A. – J. Hort. Sci., 1959, 34, 154–162.

Calvert, A. – J. Hort. Sci., 1964, 39, 182–193.

Calvert, A. – J. Hort. Sci., 1964, 39, 194–211.

Carrington, C.M.S., Pressey, R. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1996, 121, 132–136.

Chabot, J.F., Leopold, A.C. – Amer. J. Bot., 1985, 72, 1120–1126.

Chen, P., Lott, J.N.A. – Can. J. Bot., 1992, 70, 518–529.

Ciurel, M. ş.a. – Lucrări ştiinţifice ICPVILF, vol. XVI–XVII, 1989, 153–162.

Cochran, H.L. – Mem. Cornell. Univ. Agric. Exp. Stn., 1936, 190, 3–39.

Cockshull, K.E. ş.a. – J. Hort. Sci., 1992, 67, 11–24.

Coleman, W.K., Greyson, R.I. – Can. J. Bot., 1976,54, 2421–2428

Come, D. – Les vegetaux et le froid. Paris, 1992.

Corlett, J.E. ş.a. – J. Exp. Bot., 1998, 49, 945–952.

Cotter, D.J. – Bull. N.M. State Univ. Agric. Exp. Stn., 1980, 673.

Dahl, P. ş.a. – Plant Physiol., 1997, 113, 1243–1252.

Dangyang Ke., Boersing, M. – Hort Sci., 1996, 31, 598.

Deli, J., Toth, G. – Zetschrift fur Lebensmittel-Untersuchung und Forschung, 1997, vol. 205, 388–391.

Demers, D.A. ş.a. – Canad. J. Plant Sci., 1991, 71, 587–594.

Dempsey, W.H. – Rep. Tomato Genet. Coop., 1970, 20, 15–16.

Deruere, J. ş.a. – Plant Cell., 1994, 6, 119–133.
Dobreanu, M. ş.a. – Lucrări ştiinţifice ICVLF., vol. X, 1979, 55.
Dufault, R.J. ş.a. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1990, 115, 559–563.
Ealing, P.M. – Phytochemistry, 1994, 36, 547–552.
Earle, F.R., Jones, Q. – Economic Botany., 1962, 16, 221–250.
Edathil, T.T. ş.a. – Agric. Ecosyst. Environ., 1983, 51, 287–289.
Eguchi, T. ş.a. – Proc. Amer. Soc. Hort. Sci., 1958, 72, 343–352.
Enăchescu, G. – Studii şi cercetări biochimice, 1961–1962, 159.
Enăchescu, G. – Analele ICLF, 1974, 4, 245.
Erickson, A.N., Markhart, A.H. – Hort Sci., 1998, 33, 543.
Esteban, R.M. ş.a. – Food Chem., 1993, 46, 289–292.
Fender, S.E., O 'Connell, M.A. – Plant Physiol., 1990, 93, 1140–1146.
Ferrarese, L. ş.a. – J. Exp. Bot., 1996, 47, 251–257.
Fisher, K.J. – J. Hort. Sci.,1969, 44, 407–411.
Foolad, M.R. – Hort Sci., 1996, 31, 6–24.
Friedman, M., Levin, C.E. – J. Agric. Food Chem., 1995, 43, 1507–1511.
Fryxell, P.A. – Rep. Tomato Genet. Coop., 1954, 4, 10–11.
Fujiwake, H. ş.a. – Plant cell Physiol., 1980, 21, 1023–1030.
Gabehat, A. ş.a. – Plant Physiol., 1996, 110, 531–537.
Galtier, N. ş.a. – J. Exp. Bot., 1995, 46, 1335–1344.
Gamore-Neumann, R., Kafkafi, U. – Mineral nutrition of Plants.Sofia, vol. I, 1979, 192–193.
Gates, C.T. – Aust.J. Biol. Sci., 1955, 8, 196–214.
Geissler, T., Kurnoth, P. – Arch. Gart., 1961, 9, 175.
Genchev, S., Rankov, V. – Mineral Nutrition of Plants. Sofia, vol. II, 1979, 45–51.
Gent, M. – Horticulture & Forestry. Connecticut Agric. Expt. Sta., 1995.
Georgieva, V., Kudrev, T. – Mineral nutrition of Plants. Sofia, vol. I, 1979, 195–201.
Gosiewski, W. ş.a. – Gartenbauwissenschaft, 1981, 46, 213–217.
Gosiewski, W. ş.a. – Scientia Hortic., 1982, 16, 109–115.
Gosselin, A., Trudel, M.J. – J. Amer. Soc. Hort. Sci., 1986, 111, 220–224.
Graham, H.A.H., Decoteau, D.R. – Hort Sci., 1995, 30, 487–489.
Groot, S.P.C. ş.a. – Physiol. Plant., 1987, 71, 184–190.
Gross, K.C. – Phytochemistry, 1983, 22, 1137–1139.

Grunzweig, J.M. ş.a. – Phytochemistry, 1997, 46, 811–815.

Guye, M.G., Wilson, J.Mm – Plant Physiol., Biochem., 1987, 27, 717–721.

Halinska, A., Frenkel, C. – Plant Physiol., 1991, 95, 954–960.

Hall, A.J. – Austr. J. Plant Physiol. 1977, 4, 623–636.

Hall, A.J., Brady, C.J. – Aust. J. Plant Physiol., 1977, 4, 771–783.

Hameed, M.A. ş.a. – Ann. Bot., 1987, 59, 685–692.

Hansen, L.D. ş.a. – Planta, 1994, 195, 1–9.

Harssema, H. – Mededelingen Landbouwhogeschool. Wageningen,1977, 19, 1–85.

Heckathorn, S.A. ş.a. – Plant Physiol., 1998, 116, 439–444.

Heuvelink, H. – Ann. Bot., 1995, 75, 369–379.

Heuvelink, E., Biskool, R.P.M. – Ann. Bot., 1995, 75, 369–379.

Heuvelink, E. – Ann. Bot., 1996, 77, 71–80.

Hickleton, P.R., Jolliffe, P.A. – Can. J. Bot., 1980, 59, 2181–2189.

Hilhorst, H.W.M., Downie, B. – J. Exp. Bot., 1996, 47, 41–47.

Ho, L.C., Shaw, A.F. – Ann. Bot., 1977, 41, 833–848.

Ho, L.C. ş.a. – Plant Growth regul., 1983, 1, 155–171.

Ho, L.C. – Appl. Agric. Res., 1988, 3, 275–281.

Hobson, G.E., Davies, J.N. – În The Biochemistry of Fruits and their Products. Hullme A.C. edit. Londra, 1971, 437–482.

Hugueney, P. ş.a. – Plant Physiol., 1996, 11, 619–626.

Hurd, R.G. – Ann. Appl. Biol., 1973, 73, 221–228.

Hurd, R.G., Thornely, J.H.M. – Ann. Bot., 1974, 38, 375–388.

Hurd, R.G. ş.a. – Ann. Appl. Biol., 1979, 93, 77–89.

Inaba, M., Chachin, K. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1989, 114, 809–814.

Iwai, K. ş.a. – Agric. Biol. Chem., 1977, 41, 1877–1882.

Janssen, B.J. ş.a. – Plant mol. Biol., 1998, 36, 417–425.

Jkolov, V., Kurdina, B. – Izv. T.S.H.A., 1973, 4, 130.

Johnson, C.D., Decoteau, D.R. – Hort Sci., 1996, 31, 1119–1123.

Kagan-Zur, V. ş.a. – Plant Mol. Biol., 1996, 29, 1101–1110.

Kalaitzis, P. ş.a. – Plant Physiol., 1997, 113, 1303–1308.

Kamel, M.J., Ghazy, A.M. – Phytochemistry, 1973, 12, 1281.

Katerji, N. ş.a. – Acta Hortic., 1993, 335, 165–171.

Kato, K. – J. Jap. Soc. Hort. Sci., 1989, 58, 113–121.

Kaul, K., Rahman, M. – Community Research Service. Kentucky State Univ. Frankfort, 1989.

Kaul, M.L.H. – În Genetic Improvement of Tomato, vol. 14, Kallo edit., Berlin, 1991, 39–50.

Kernaimangkol, K. ş.a. – Hort Sci., 1966, 31, 645.

Kester, S.T. ş.a. – J. Exp. Bot., 1997, 48, 943–949.

Khan, A.A., Sagar, G.R. – Hort. Res., 1967, 7, 61–69.

Khan, A.A., Sagar, G.R. – Ann. Bot., 1969, 33, 763–779.

Khavari-Nejad, R.A. – Photosynthetica, 1980, 14, 326–336.

Kheshem, S.A. ş.a. – Hort Sci., 1988, 23, 582–584.

Kim, J. ş.a. – Plant Physiol., 1987, 85, 804–807.

Kim, W.T., Yang, S.F. – Plant Physiol., 1992, 100, 1126–1131.

Kinet, J.M. – Scientia Hort., 1977, 6, 15–26.

Kinet, J.M. – Scientia Hortic., 1977, 6, 27–35.

Kinet, J.M. ş.a. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1978, 103, 724–729.

Kinet, J.M. ş.a. – The Physiology of Flowering, vol. III, Boca Raton, 1985.

Kinet, J.M. – Am. Soc. Plant. Physiol. Symp., vol. I, 1989, 95–105.

Kosobruchov, A.A. ş.a. – Biotronics, 1990, 19, 1–6.

Kudreavţev, V.A., Roktanen, J.I. – Agrohimia, 1965, 6, 88.

Larouche, R. ş.a. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1989, 114, 458–461.

Larouche, R. ş.a. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1989, 114, 462–465.

Lauter, F.R. ş.a. – Proc. Natl. Acad. Sci. USA, 1996, 93, 8139–8144.

Lawrence, S.D. ş.a. – Plant Mol. Biol., 1997, 33, 483–492.

Lewis, D. – J. Hort. Sci., 1953, 28, 207–220.

Lin, W.C. ş.a. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1993, 118, 791–795.

Lingle, J.C., Davis, R.M. – Proc. Am. Soc. Hort. Sci., 1959, 73, 312–322.

Liu, C. ş.a. – Plant Physiol., 1998, 116, 91–99.

Lopez-Cantarero, I. ş.a. – J. Agric. Food. Chem., 1997, 45, 4227–4231.

Lorenz, O.A., Maynard, D.N. – Knott's Handbook for Vegetable Growers, New York, 1980.

Lucas, R.E., Wittwer, S.H. – Mich. Agric. Exp. Sta. Bull., 1963, 45, 595–607.

Ludwig, L.J., Withers, A.C. – În Advances in Photosynthesis Research. Sybesca edit., Haga, vol. IV, 1984, 217–220.

Lunig, P.A. ş.a. – J. agric. Food Chem., 1994, 42, 977–983.

Luque, P. ş.a. – Arch. Biochem. Biophys., 1995, 317, 417–422.

Madsen, E. – Plant Physiol., 1968, 21, 168–175.

Mapelli, S. ş.a. – Plant cell Physiol., 1978, 19, 1981–1988.

Marangoni, A.G. ş.a. – J. Amer. Soc. Hort. Sci., 1989, 114, 958–962.

Marangoni, A.G., Stanley, D.V. – Biochem. Biophys. Res. Commun., 1988, 153, 104–108.

Martinezmadrid, M.C. ş.a. – Phytochemistry, 1966, 43, 323–326.

McAvoy, R.J., Janes, H.W. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1989, 114, 478–482.

McGlasson, W.B. ş.a. – Plant Physiol., 1975, 55, 218–222.

McMahon, R.W. ş.a. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1990, 115, 298–301.

Mensuali-Sodi, A. ş.a. – Plant Growth Regul., 1995, 17, 205–212.

Mileva, D., Kerin, V. – Mineral nurtition of Plants, Sofia, vol. II, 1979, 279–282.

Miller, C.H. ş.a. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1979, 104, 852–857.

Minguez-Mosquera, M.I., Hornero-Mendez, D. – J. Agric. Food. Chem., 1994, 42, 38–44.

Mitchell, J.P. ş.a. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1991, 116, 215–221.

Mohammad, M. ş.a. – J. Plant Nutr., 1998, 21, 1667–1680.

Monselise, S.P. ş.a. – Ann. Bot., 1978, 42, 1245–1247.

Monselise, S.P. – Handbook of Fruit Set and Development. Boca Raton, 1986.

Motsenbocker, C.E. – Am. Soc. Hort. Sci., 1996, 31, 189–200.

Moynihan, M.R. ş.a. – Plant Physiol., 1995, 108, 995–999.

Moznihan, M.R. ş.a. – Plant Physiol., 1995, 108, 995–999.

Munting, A.J. – Acta Bot. Neerlandica, 1974, 23, 415–423.

Murphy, C., Wilson, J.M. – Plant Cell Environ, 1981, 4, 261–265.

Nederhoff, E.M., Veyter, J.E. – Ann. Bot., 1994, 73, 353–361.

Neuhaus,G. ş.a. – EMBO J., 1997, 16, 2554–2564.

Neuwly, P. ş.a. – Plant Physiol., 1995, 109, 1107–1114.

Nicklow, C.W., Minges, P.A. – Proc. Amer. Soc. Hort. Sci., 1962, 81, 443–450.

Niki, F.S. ş.a. – Plant Cell Physiol., 1978, 19, 139–148.

Niki, F.S. ş.a. – Plant Cell Physiol., 1979, 20, 899–908.

O'Connell, M.A. – Agronomy & Horticulture, New Mexico State Univ., 1990.

Ogura, N. ş.a. – J. Agric. Chem. Soc. Jpn., 1975, 49, 189.

Ogura, N. ş.a. – J. Agric. Chem. Soc. Jpn., 1976, 50, 519.

Okamura, N. ş.a. – Phytochemistry, 1993, 34, 1005–1009.

Quariti, O. ş.a. – Phytochemistry, 1997, 45, 1343–1350.

Pandev, S. ş.a. – Mineral Nutrition of Plants, Sofia, vol. III, 1984, 99–106.

Pandev, S. ş.a. – Mineral Nutrition of Plants, Sofia, vol. III, 1984, 115–120.

Patron P.I. – Complexnoe deistvie agropromov v ovoşcevodstve, Chişinău, 1981, p.3–263.

Patron P.I. – Intensivnoe ovoşcevodstvo Moldavii, Chişinău, 1985, p.6–440.

Peat, W. E. – Ann. Bot., 1970, 34, 319–328.

Picken, A.J.F. ş.a. – J. Hort. Sci., 1984, 59, 1–13.

Polowick, P.L., Sawhney, V.K. – Sci. Hortic., 1985, 25, 117–127.

Pratella, G.C. – Notiziario del CRIOF, 1978, 3, 26–32.

Pulupol, L.U. ş.a. – Hort Sci., 1996, 31, 926–929.

Purvis, A.C., Shewfelt, R.L. – Horticulture. Georgia Coastal Plant Expt. Sta. Tifton, 1995.

Rab, A., Saltvest, M.E. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1996, 121, 711–715.

Rabinowitch, H.D., Sklan, D. – Physiol. Plant., 1981, 52, 380–384.

Rabinowitch, H.D. ş.a. – Phisiol. Plant., 1982, 54, 369–374.

Rabinowitch, H.D. ş.a. – Sci. Hortic., 1986, 29, 21–29.

Rahman, A.S.A. ş.a. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1995, 120, 1045–1049.

Randle, W.M., Honma, S. – Sci. Hortic., 1981, 14, 19–25.

Remakova, A.I., Arasimovici, V.V. – Biohimia ovoşcinâh kultur, Moskva, 1961.

Rick, C.M., Butler, L. – Adv Genet., 1956, 8, 267–382.

Riederer, M., Schonherr, J. – Ecotox. Env. Safety., 1984, 8, 236–247.

Rose, J.K.C. ş.a. – Proc. Natl. Acad. Sci. USA, 1997, 94, 5955–5960.

Rostogoi, R., Sawhney, V.K. – Plant Physiol., 1990, 93, 446–452.

Rostogoi, R., Davies, P.J. – Plant Physiol., 1990, 94, 1449–1455.

Roth, R. ş.a. – J. Exp. Bot., 1997, 48, 247–254.

Ruan, Y.L., Patrick, J.W. – Planta, 1995, 196, 434–444.

Rylski, I. – Israel J.Agric. Res., 1972, 22, 31–40.

Rylski, I. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1973, 98, 149–152.

Rylsky, I., Spigelman, M. – Sci. Hortic., 1986, 17, 101–106.

Sabehat, A. ş.a. – Plant Physiol, 1996, 110, 531–537.

Saftner, R.A., Baldi, B.G. – Plant Physiol., 1990, 92, 547–550.

Saimmaime, I., Coulomb, P.J. – Phytochemistry, 1993, 33, 787–789.

Salunkhe, D.K., Desay – Postharvest Biotechnology of vegetables. Boca Raton, 1984.
Sasser, M. – Plant Science. University of Delaware, Newark, 1988.
Schaffer, A.A., Petreikov, M. – Plant Physiol., 1997, 113, 739–746.
Schoch, P.G. – Proc. IXth Congr. Carribean Food Sci., Guiane, 1971, 1–9.
Schoch, P.G. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1972, 97, 461–464.
Scholz, G., Stephan, U. – Mineral Nutrition of Plants, Sofia, vol. V, 1988, 33–36.
Sethu, K.M.P. ş.a. – Phytochemistry, 1996, 42, 961–966.
Seymour, G.B. ş.a. – Biochemistry of Fruit Ripening, Londra, 1993.
Shafer, W.E. ş.a. – Hort. Sci., 1988, 23, 204–206.
Smith, O. – Cornell Univ. Agric. Exp. Stn. Mem., 1935, 184, 3–16.
Smith, R.M. ş.a. – Phytochemistry, 1996, 43, 753–758.
Somos, A. – The Paprika, Budapesta, 1984.
Souci, S.W. ş.a. – Die susammensetzung der Lebensmittel, Stuttgart, 1981.
Steer, B.T. – Ann. Bot., 1971, 35, 1003–1015.
Stoffella, P.J. ş.a. – Hort Sci., 1991, 28, 112–114.
Sugiyama, T. ş.a. – Acta Hortic., 1966, 4, 63–69.
Takahashi, B. ş.a. – J. Jpn.Soc. Hort. Sci., 1973, 42, 147–154.
Tanaka, A. ş.a. – Soil Sci. Plant Nutr., 1974, 20, 173–183.
Tanaka, A. ş.a. – Soil Sci. Plant Nutr., 1974, 20, 163–171.
Tapia, M.L., Gutierrez, V. – J. Plant Nutr., 1997, 20, 783–791.
Taylor, A.G., Ten Broeck, C.W. – Hort Sci., 1988, 23, 367–369.
Taylor, G.A., Smith, C.B. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1957, 70, 341–349.
Thompson, A.J., Corlett, J.E. – Plant Cell Environ, 1995, 18, 773–780.
Thorne, S.N., Efinvwerwere, B.J.O. – J. Sci. Food Agric., 1988, 44, 309–319.
Tsatsaronis, G.C., Boskon, D.G. – J. Sci. Food Agric., 1975, 26, 421.
Turner, A.D., Wien, H.C. – Ann. Bot., 1994, 73, 617–622.
Ţonev, D., Salkova, M. – Hort. Abstr., 1973, 43, 846.
Velcheva, M.P., Donchev, C. – Phytochemistry, 1997, 45, 637–639.
Watkins, J.T., Cantliffe, D.J. – Plant Physiol., 1983, 72, 146–150.
Watkins, J.T. ş.a. – J. Amer. Soc. Hort. Sci., 1985, 110, 61–65.
Wehmeyer, B. ş.a. – Plant Physiol., 1990,93, 990–997.
Went, F.W. – Am. J. Bot., 1945, 32, 469.
Weyers, J.D.B. – J. Plant Physiol, 1985, 121, 475–480.

Whitaker, B.D. – Phytochemistry, 1991, 30, 767–761.

Whitaker, B.D. ş.a. – J. Amer. Soc. Hort. Sci., 1991, 116, 528–533.

Whitaker, B.D. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1994, 119, 994–999.

Wien, H.C. ş.a. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1989, 114, 981–985.

Wien, H.C., Zhang, Y. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1991, 116, 516–519.

Wien, H.C. – The physiology of vegetable crops., Wallingford, 1997.

Wilcox, G.E., Pfeiffer, C.L. – J. Plant Nutr., 1990, 13, 1393–1403.

Wise, R.P., Naylor, A.W. – Plant Physiol., 1987, 83, 272–277.

Wittwer, S.H., Teubner, F.G. – Proc. Amer. Soc. Hort. Sci., 1956, 66, 369–376.

Wittwer, S.H., Tolbert, N.E. – Am. J. Bot., 1960, 47, 560–565.

Wittwer, S.H., Bikovac, M.J. – Proc. Sci. Symp. Camden, 1962, 65–83.

Woodrow, L., Grodzinski, B. – J. Exp. Bot., 1989, 40, 361–368.

Wrischer, N. ş.a. – Acta Bot. Croat., 1986, 45, 43–54.

Yahara, S. ş.a. – Phytochemistry, 1994, 37, 831–835.

Yelle, S. ş.a. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1990, 115, 52–57.

Yelle, S. ş.a. – Plant Physiol., 1991, 95, 1026–1035.

Yoshioka, H., Takahashi, K. – Bull. Veg. Ornam. Crops Res. Stn. Jpn. Ser. A, 1981, 9, 63–81.

Zanoschi, V., Toma, C. – Morfologia şi anatomia plantelor cultivate, Bucureşti, 1985.

Zuckerman, H. ş.a. – Plant Physiol., 1997, 113, 925–932.

Zurek, D.M. ş.a. – Plant Physiol., 1994, 104, 505–513.

BCU IAŞI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Capitolul 2
Fiziologia legumelor cucurbitacee

Principalele legume din familia Cucurbitacee sunt: *Cucumis sativus* L. (castravetele), *Citrullus lanatus* (Thunb.) Mansf. (pepenele verde), *Cucumis melo* L. (pepenele galben), *Cucurbita maxima* L. (dovleacul) şi *Cucurbita pepo* L. var. oblonga (dovlecelul).

2.1. Fiziologia germinării seminţelor

Seminţele plantelor cucurbitacee sunt ovale, turtite lateral şi au mărime, culoare şi greutate diferită.

Substanţele de rezervă din seminţele plantelor cucurbitacee sunt reprezentate de proteine şi lipide care se găsesc depozitate în cele două cotiledoane. Seminţele de dovleac conţin 39% proteine şi 50% lipide, cele de dovlecel conţin 39% proteine şi 49% lipide, iar cele de pepene verde conţin 38% proteine şi 48% lipide (Bewley şi Black, 1978). Seminţele de castraveţi conţin în 100 g substanţă uscată 34,98 g lipide, 33,56 g proteine, 9,69 g amidon şi 12,13 g celuloză (Jkolov şi Kurdina, 1973).

Cercetările efectuate asupra seminţelor de castraveţi au evidenţiat că au o perioadă de dormanţă cu o durată caracteristică. Aceste seminţe nu pot germina imediat după recoltare la temperatura de 15 °C, numai după ce au fost păstrate 84 de zile (Nienhuis ş.a., 1983). Ali ş.a. (1991) au constatat că allelele df ale soiului homozigot Baroda induce un repaus vegetativ puternic. Seminţele ale aceluiaşi soi cu allele dfdf nu germinează, chiar dacă au fost expuse la procesul de imbibiţie.

Acidul abscisic este principala substanţă care inhibă procesul de germinare a seminţelor. Welbaum (1995) a precizat că această sub-

stanţă este localizată în nucleul celulelor din seminţele de pepeni galbeni, ceea ce sugerează că această substanţă hormonală poate controla direct expresia genelor.

Pe măsură ce seminţele de castraveţi îmbătrânesc, se manifestă un proces lent de biodegradare a fosfolipidelor membranale. Procesul poate fi cauzat de activitatea fosfolipazelor sau de substanţele oxidante, cum sunt radicalii liberi (peroxid, hidroxil, superoxid etc.). Permeabilitatea mărită a acestor membrane favorizează ieşirea din celulele seminţelor a substanţelor solubile (aminoacizi, glucide solubile, ioni etc.), ceea ce determină scăderea capacităţii germinative.

Intensitatea procesului de respiraţie a seminţelor de dovlecel aflate în faza de dormanţă este 0,94 mg CO_2/ kg/ oră. Biodegradarea rapidă a substanţelor de rezervă din seminţe este însoţită de creşterea intensităţii procesului de respiraţie.

Seminţele de castraveţi pot germina atât la întuneric, cât şi la lumină. Ele nu sunt fotoblastice, dar conţin fitocromi. Vidaver şi Hsiao (1972) consideră că fitocromul activ se păstrează în seminţele uscate de castraveţi. După Mancinelli şi Tolkowsky (1986), fitocromul se găseşte în echilibru când raportul dintre fitocromul activ şi fitocromul total variază între 0,1 şi 0,15.

Temperatura minimă pentru germinarea seminţelor de castraveţi este de 11,5 °C (Simon ş.a., 1976), iar pentru pepeni, mai mică de 16 °C (Nelson şi Sharples, 1980). Expunerea îndelungată a seminţelor la temperaturi coborâte determină denaturarea proteinelor. Diminuarea procentului de germinare al seminţelor la temperaturi coborâte se poate datora şi prelungirii perioadei de dormanţă (Nienhuis ş.a., 1983). Limitele optime de temperatură pentru germinare sunt 25–30 °C pentru castraveţi (Lorenz şi Maynard, 1980) şi 30–35 °C pentru dovlecei (Ne Smith şi Bridges, 1992).

Pătrunderea apei în seminţe şi imbibiţia coloizilor celulari generează forţa necesară pentru ruperea pericarpului. Pentru realizarea unei rupturi de 5 mm lungime în acest ţesut este necesară o forţă de 1,65 N în cazul seminţelor uscate de pepene galben şi de 0,65 N după 21 de ore de imbibiţie a acestor seminţe (Welbaum ş.a., 1995). Procesul respectiv este însoţit de intensificarea activităţii enzimatice şi de creşterea intensităţii procesului de respiraţie, ceea ce conduce la formarea de compuşi simpli necesari pentru producerea de energie biochimică şi pentru creşterea embrionului.

Gemula embrionului din seminţele de dovleac în curs de germinare biosintetizează citochinine care pot regla activitatea enzimatică

sau sinteza enzimelor (Penner şi Ashton, 1967; Sze şi Ashton, 1971). Hemphill ş.a. (1972) au identificat în seminţele mature de castraveţi următoarele gibereline: GA_1, GA_3, GA_4 şi GA_7. În seminţele de dovlecel în curs de formare au fost identificate citochininele sub formă de zeatină şi zeatin ribozid.

Nelson şi Sharples (1983) au remarcat existenţa în seminţele de castraveţi a unei substanţe inhibitoare asupra germinării. Prin imbibiţia seminţelor sau prin spălarea acestora cu apă timp de 2 ore se poate înlătura sau extrage această substanţă inhibitoare care reduce procentul de germinare al seminţelor.

Enzimele implicate în procesele de biodegradare a substanţelor de rezervă se găsesc în stare viabilă în seminţele aflate în repaus sau pot fi sintetizate „de novo", aşa cum a remarcat Hock (1970), în cazul pepenilor verzi. Taiz şi Honigman (1976) au precizat că activitatea dipeptidazei şi izocitrat liazei din seminţele de dovleac este diminuată de prezenţa unor inhibitori enzimatici de natură proteică. În primele patru ore de la imbibiţia seminţelor de pepene verde, are loc creşterea activităţii malat dehidrogenazei din mitocondrii, datorită sintezei „de novo" a acesteia (Walk şi Hock, 1976).

Feussner ş.a. (1996) au constatat că în timpul procesului de încolţire se sintetizează o formă specifică de lipoxigenază, care este implicată în biodegradarea lipidelor de rezervă.

Enzimele ciclului glicolitic au fost active în toate fazele germinării seminţelor de dovlecel.

Proteinele de rezervă depozitate în veziculele proteice sunt reprezentate în cazul seminţelor de dovleac de globuline, care reprezintă aproximativ 92% din total. Dintre acestea ponderea o deţine legumina, cu greutatea moleculară de 340 kDa. Alături de aceasta se găseşte fitina, care este sarea de potasiu, magneziu şi calciu a acidului mioinozitol hexafosforic (acid fitic). Fitina din seminţele de dovleac este bogată în fosfat, potasiu şi magneziu, în timp ce calciu se găseşte în cantităţi mici sau lipseşte (Bewley şi Black, 1978).

Proteinele sunt biodegradate în prezenţa proteazelor până la aminoacizi, care sunt transportaţi spre embrion, unde sunt folosiţi în procesul de creştere.

Yamauchi ş.a. (1996) au observat că degradarea proteinelor de rezervă din seminţele de castraveţi în curs de germinare are loc în două etape. În prima sunt implicate proteazele, care sunt sintetizate „de novo" după imbibiţie, dar nu pot biodegrada complet globulinele. În cea de a doua etapă o altă protează, sintetizată sub influenţa luminii,

biodegradează compuşii intermediari rezultaţi din prima etapă, până la produşi finali.

Meletiou-Christou ş.a. (1990) au constatat că, în cazul germinării seminţelor de pepene verde, la temperatura de 25 °C, cele mai multe substanţe de rezervă sunt mobilizate între ziua a 3-a şi a 8-a. Concentraţia lipidelor din cotiledoane scade rapid după 4 zile şi are o valoare mai mică comparativ cu cea determinată în gemula embrionului. Lipidele neutre din cotiledoane scad rapid între ziua a 2-a şi a 6-a în timp ce acizii graşi nu suferă modificări evidente. În schimb, compoziţia acizilor graşi din axa embrionului se modifică semnificativ: acizii oleic şi linoleic scad cantitativ, în timp ce acizii palmitic şi linolenic cresc.

Lipidele de rezervă sunt biodegradate în prezenţa lipazelor şi utilizate în procesul de respiraţie. Acizii graşi sunt biodegradaţi în citoplasmă în prezenţa lipoxigenazei sau în glioxizomi, prin β-oxidare, rezultând acetil CoA. Aceasta poate fi biodegradată în ciclul acidului glioxilic din care rezultă acid succinic, sau în mitocondrii, prin ciclul respirator Krebs, din care se produce energie biochimică. Acidul succinic poate fi metabolizat în ciclul Krebs pentru producerea de acizi organici sau energie, pentru sinteza unor aminoacizi, amide (acid glutamic, glutamină, acid γ-aminobutiric etc.), sau pentru sinteza de glucide prin procesul de gluconeogeneză.

Viteza de biodegradare a acizilor graşi din seminţele de pepene verde este mai mare la întuneric (Hardman şi Crombie, 1958). Concomitent cu biodegradarea lipidelor de rezervă în sferozomi are loc sinteza unor noi proteine în etapele timpurii ale mobilizării triacilgliceroliilor, reprezentate de o nouă formă de lipoxigenază (Hohne ş.a., 1996). Lipoxigenaza sintetizată în sferozomii din seminţele de castraveţi are greutatea moleculară de 99 655 Da, în timp ce lipoxigenaza din citosol – 95 000 Da.

Pe măsură ce substanţele de rezervă sunt biodegradate şi mitocondriile din cotiledoanele seminţelor de dovleac sunt deteriorate, se formează cloroplaste la nivelul lor. După aproximativ 5 zile de la semănat cotiledoanele se colorează în verde şi devin fotosintetizante. În această perioadă glioxizomii se transformă în peroxizomi, iar activitatea enzimelor ciclului acidului glioxilic scade o dată cu intensificarea activităţii enzimelor implicate în fotorespiraţie.

În timpul germinării seminţelor de castraveţi are loc penetrarea radicului în sol, concomitent cu creşterea activităţii pirofosfat: D-fructozo-6-fosfat 1-fosfotransferazei din cotiledoane (Botha şi

Botha, 1990). În continuare are loc alungirea axei hipocotil, ceea ce favorizează creşterea epigee, cotiledoanele fiind împinse la suprafaţa solului. Expunerea la lumină a cotiledoanelor determină transformarea leucoplastelor în cloroplaste şi biosinteza clorofilei. Cel mai mare conţinut de clorofilă al cotiledoanelor a fost determinat după 20–40 de zile de la semănat şi a variat între 0,4 şi 0,8 mg/ cotiledon (Ferguson şi Simon, 1973).

Suma grade/zi necesară pentru răsăritul plantulelor de castraveţi şi pepeni galbeni este de 108 (Wien, 1997).

Glioxizomii din plantulele de castraveţi produc apă oxigenată în timpul β-oxidării acizilor graşi proveniţi din lipidele depozitate în cotiledoane. Bunkelmann şi Trelease (1996) au identificat în membranele glioxizomilor prezenţa ascorbat peroxidazei şi a monodehidroascorbat reductazei, care reduce monodehidroascorbatul la ascorbat, în prezenţa NADH-ului. Prezenţa acestor enzime indică existenţa unui ciclu important în care sunt biodegradate speciile reactive de oxigen.

Joner şi Jakobsen (1995) au cercetat influenţa substanţelor organice din sol asupra dezvoltării micorizelor arbuscular-veziculare la plantele de castraveţi. După 41 de zile lungimea micorizelor a fost de două ori mai mare în solul în care s-au adăugat paie.

La 14 zile după imbibiţie, în cotiledoanele detaşate de la plantulele de castraveţi, are loc sinteza enzimelor ciclului glioxilat: malat sintază şi izocitrat liază. Acest proces se desfăşoară numai în condiţii de întuneric, înainte de a începe biodegradarea lipidelor, şi se consideră că este un răspuns la activitatea metabolică a celulelor plantulei (McLaughlin şi Smith, 1994).

Doug şi Jia (1991) au utilizat cotiledoanele în vârstă de 5 zile pentru multiplicarea *in vitro* a pepenilor verzi. Celulele provenite din cotiledoane au fost cultivate pe mediu conţinând 5,0 mg/l benzilaminopurină şi 0,5 mg/ l auxină. Chinetina în concentraţie de 0,2 mg/ l a determinat formarea a numeroşi muguri, iar acidul α-naftil acetic în concentraţie de 0,1 mg/ l a determinat elongaţia tulpinii.

2.2. Creşterea legumelor cucurbitacee

Creşterea plantelor legumicole cucurbitacee este determinată de diviziunea celulelor din meristemele primare şi secundare şi de extensia celulelor nou-formate. Wakabayashi ş.a. (1991) au constatat că auxina accelerează depolimerizarea xiloglucanilor din pereţii ce-

lulelor, determinând scăderea rezistenţei la presiunea de turgescenţă, favorizând astfel extensia pereţilor celulari din plantele de dovleac. McQeen-Mason şi Cosgrove (1995) au relevat rolul expansinelor în extensia pereţilor celulari din plantulele de castraveţi. Aceste proteine au rol catalitic, dar nu hidrolizează pectinele sau hemicelulozele. Expansinele se găsesc în cantităţi mici (cca 1 parte la 5 000 părţi substanţă uscată) şi se leagă la interfaţa dintre microfibrilele de celuloză şi matricea poliglucidică, determinând ruperea reversibilă a legăturilor de hidrogen dintre aceşti polimeri. Jackson şi Hall (1993) au precizat că în timpul extensiei celulelor din hipocotilul castraveţilor are loc creşterea cisternelor dictiozomilor şi a veziculelor secretoare, în timp ce mitocondriile rămân relativ constante ca mărime. Auxina stimulează creşterea numărului veziculelor transportoare în timp ce substanţele antagoniste calciului au un efect contrar. Aceasta conduce la concluzia că prezenţa calciului din citoplasmă poate influenţa pozitiv extensia celulară.

Tsurusaki ş.a. (1997) au constatat că soluţia din apoplastul plantelor de castraveţi are concentraţie mai mare (23×10^{-7} mol) comparativ cu cea din simplast ($0,5 \times 10^{-7}$ mol). Aplicarea auxinei exogene a determinat creşterea cu 75% a concentraţiei din apoplast şi numai cu 23% a celei din simplast. Se ajunge la concluzia că auxina îşi exercită rolul fiziologic din exteriorul celulei.

Tratamentele cu putresceină au determinat creşterea suprafeţei foliare şi a greutăţii uscate a tulpinii, dar nu au avut efect asupra substanţei uscate din rădăcini şi nici asupra greutăţii specifice a frunzelor. De asemenea, putresceina a fost ineficace în ameliorarea clorozei produse de radiaţiile ultraviolete.

Alungirea hipocotilului plantulelor de castraveţi este inhibată de benziladenină. Acest efect inhibitor a fost evident în prezenţa auxinei şi a ionilor de calciu (Cohen ş.a., 1991).

Cercetările efectuate de Abeles ş.a. (1989) au precizat că etilena stimulează creşterea conţinutului de peroxidaze din rădăcinile, tulpinile, frunzele şi cotiledoanele plantulelor în vârstă de 2 săptămâni. Autorii au apreciat că sinteza izoenzimelor peroxidazelor în timpul senescenţei induse de etilenă este un răspuns comun al plantelor bostănoase.

Grumet şi Duval (1993) menţionează că allelele determinate (de) din castraveţi au rol în scurtarea lungimii tulpinii şi a ramificaţiilor laterale, efecte contrare cu cele produse de allelele nedeterminate

(De). Ei precizează că procesul de creştere a rădăcinii este independent de allelele care determină creşterea tulpinii.

Plantele legumicole cucurbitacee au în general cerinţe mai mari pentru temperatură. Krug şi Liebig (1980) au semnalat că procesul de creştere vegetativă a plantelor de castraveţi este corelat pozitiv cu temperatura mediului ambiant şi decurge liniar în limitele 19–26 °C. După P. Patron (1992), temperatură optimă pentru creştere şi dezvoltare este 25–28°. Lorenz şi Maynard (1980) au constatat că temperatura optimă pentru creşterea castraveţilor variază între 18 şi 24 °C. Pentru a asigura creşterea normală a plantelor de castraveţi este necesar ca temperatura din timpul nopţii să fie mai mică cu 4–6 °C comparativ cu cea din timpul zilei. Dacă temperatura din timpul nopţii este mai mare decât cea din timpul zilei, procesul de creştere a tulpinii este inhibat şi în aceste condiţii internodurile sunt mai scurte.

Expunerea ţesuturilor castraveţilor la temperaturi critice (4,5 °C) în condiţiile unui flux moderat de fotoni nu a modificat evident activitatea superoxiddismutazei şi nu a determinat apariţia procesului de fotoinhibiţie (Hodgson şi Raison, 1991). În condiţiile expunerii plantelor de castraveţi la intensităţi luminoase mari şi temperaturi coborâte (5 °C), fotoinhibiţia determină reducerea intensităţii procesului de fotosinteză la zero (Wise şi Naylor, 1987).

Saltveit (1994) a constatat că expunerea plantulelor de castraveţi timp de 5 zile la temperatura de 2,5 °C determină stimularea producţiei de etilenă şi eliberarea electroliţilor din celule. Partea hipocotilului situată în apropierea cotiledoanelor a prezentat cea mai mare sensibilitate la temperaturile critice.

Temperaturile ridicate constituie un factor de stres pentru plantele bostănoase, adaptarea la aceste condiţii realizându-se prin sinteza proteinelor de şoc termic. Wimmer ş.a. (1997) au constatat că în aceste condiţii pepenii verzi biosintetizează două proteine de şoc termic cu greutatea moleculară de 70 şi 72 kDa.

Decoteau şi Friend (1991) au expus plantulele de pepene verde în vârstă de 2 săptămâni, la radiaţii roşii sau roşu îndepărtat, la sfârşitul zilei şi au remarcat că procesul de creştere este reglat de fitocromi. După 7 zile internodurile 2 şi 3 şi peţiolii frunzelor 1 şi 2 au fost mai lungi.

Krizek ş.a. (1997) au urmărit efectul radiaţiilor ultraviolete în doză de 0,2 şi 15 kJ/ m^2/ zi, asupra plantulelor de castraveţi crescute în soluţii conţinând 0 sau 500 mmol putresceină. Creşterea tulpinii a

fost redusă cu 48%, a rădăcinii cu 63%, suprafaţa foliară a scăzut cu 38%, iar greutatea specifică a frunzelor cu 22%.

Lester (1990) a constatat că membranele plasmatice din frunzele plantelor de pepene galben crescute 5 zile la temperatura de 15 °C au o concentraţie mai mare de fosfolipide, mai mică de proteine, în timp ce concentraţia sterolilor nu se deosebea esenţial de cea determinată la plantulele crescute la temperatura de 30 °C. Raportul steroli totali/ fosfolipide totale a fost de 1:1 la probele crescute 5 zile la 15 °C, 2:1 la cele crescute 10 zile la 15 °C sau 5 zile la 30 °C şi 3:1 la cele crescute timp de 10 zile la 30 °C. Raportul de fosfolipide saturate/ nesaturate a fost de aproximativ 0,8: 1,0 la plantulele crescute 5 zile la 15 °C, 1,0: 1,0 la cele crescute 10 zile la 15 °C sau 5 zile la 30 °C şi 1,4: 1,0 la cele crescute 10 zile la 30 °C.

Dena (1973) a precizat că între creşterile vegetative şi procesul de creştere al fructelor există o concurenţă şi aceasta este mai mare la soiurile cu seminţe comparativ cu cele partenocarpice. Aceasta se datoreşte în principal competiţiei pentru asimilate, substanţele depozitate în seminţe reprezintă 10% pentru castraveţii cultivaţi în seră şi 20% pentru cei cultivaţi în câmp.

Desimea culturilor reprezintă un factor important pentru creşterea plantelor şi acumularea substanţei uscate. Astfel, Widders şi Price (1989) au constatat că mărirea desimii de la 5 la 20 plante/ m^2 a determinat diminuarea substanţei uscate din frunze de circa 2 ori şi a celei din fructele de castraveţi de 3 ori. Desimea mică a plantelor întârzie polenizarea şi legarea fructelor, ceea ce permite formarea mai multor noduri cu flori femele.

Aplicarea amendamentelor calcaroase împreună cu fertilizarea cu azot au determinat creşterea conţinutului de P, Ca şi Mg din frunze şi au diminuat conţinutul de Mn şi Zn (Bhella şi Wilcox, 1989). Creşterea concentraţiei de azot de la 0 la 100 kg/ ha a generat creşterea concentraţiei de N, Mg, Zn din frunze şi diminuarea concentraţiei de Ca, Mg şi B. Creşterea vegetativă şi producţia maximă s-au obţinut în cazul fertilizării cu 67 kg N/ ha, însoţită de aplicarea de amendamente calcaroase.

Ritmul de creştere al plantelor de castraveţi, intensitatea fotosintezei şi conţinutul în potasiu, calciu şi nitraţi au fost mai reduse în cazul în care s-au utilizat ca îngrăşăminte ureea sau azotatul de amoniu, comparativ cu soluţia Hoogland în care s-a folosit ca sursă de azot nitraţii (Heuer, 1991).

Stoyanova ş.a. (1984) au constatat că fosforul în concentraţie de 100–300 mg P_2O_5/1 000 g sol nu produce modificări esenţiale în creşterea iniţială a plantelor de castraveţi, în timp ce nutriţia cu azot şi fosfor intensifică acest proces. Azotul are şi un efect stimulator asupra procesului de acumulare a fosforului în plantele de castraveţi.

Ratchovski şi Tanev (1988) au precizat că fierul existent în seminţele de castraveţi nu este suficient pentru a asigura creşterea iniţială a plantulelor de castraveţi. Datorită acestui fapt, imbibiţia seminţelor timp de 16 ore într-o soluţie conţinând 3,4 mg Fe/ l asigură creşterea normală a plantelor tinere. Ratchovski ş.a. (1988) au constatat că tratamentele efectuate la plantele de castraveţi, cu soluţii conţinând fier, nu a afectat acumularea azotului, fosforului şi magneziului. Excesul de fier dublează cantitatea de calciu din tulpinile de castraveţi şi reduce acumularea potasiului cu 40%, în timp ce carenţa de fier determină creşterea conţinutului de potasiu din frunze cu 25%.

Plantele de castraveţi crescute timp de 2 săptămâni în soluţii nutritive fără mangan, cu 0,1 mg Mn/ l şi 10 mg Mn/ l au fost recoltate după 34 de zile şi analizate. În soluţiile cu concentraţii extreme ritmul de acumulare a substanţei uscate a azotului, fosforului şi potasiului a fost mai scăzut comparativ cu soluţia cu concentraţie medie de mangan. Plantele cultivate în soluţie cu carenţă de mangan au acumulat o cantitate mai mare de cupru, fier şi zinc (Crawford ş.a., 1989).

Zocchi şi Cocucci (1990) menţionează că plantulele de castraveţi crescute în absenţa zincului au o mare capacitate de acidifiere a mediului exterior, o diferenţă de potenţial bioelectric transmembranal mare (–145 mV, faţă de –105 mV) şi o sporire cu 30% a activităţii ATP-azei.

Acumularea plumbului în plantele de castraveţi este un proces pasiv şi are loc în apoplast, în timp ce fierul se distribuie în funcţie de cerinţele proceselor de sinteză din ţesuturile tinere fotosintetizatoare. S-a constatat, de asemenea, că plumbul nu este retranslocat, fiind legat de situsurile din apoplast sau este legat în forme fixate în scop de detoxifiere. Plumbul reduce, probabil, transportul fierului în simplast determinând uşoara cloroză a frunzelor tinere (Fodor ş.a., 1998).

Plantulele de castraveţi sunt sensibile la salinitate (2, 4 şi 8 mS/ cm) şi creşterea lor se reduce pe măsura sporirii concentraţiei saline. Concomitent cu creşterea conţinutului de sodiu şi clor din plantulele de castraveţi, are loc scăderea conţinutului de calciu. Greutatea

uscată a tulpinii şi rădăcinii creşte în condiţiile unei salinităţi de 4 mS/cm şi a scăderii valorii raportului Na/ Ca (Al-Harbi, 1995). Franco ş.a. (1997) au studiat comportarea în condiţii de salinitate a 6 varietăţi de pepene galben. Varietatea Melina a fost cea mai rezistentă la salinitatea de 7,5 dS/ m, iar Delada a fost cea mai sensibilă. S-a constatat că există o corelaţie semnificativă între rezistenţa la salinitate şi suprafaţa foliară şi se recomandă utilizarea acesteia ca indicator pentru toleranţa la salinitate.

Drew ş.a. (1990) au cultivat castraveţi pe nisip, folosind soluţii nutritive cu un conţinut de 0, 10 sau 50 mmol clorură de sodiu. Soluţia cu concentraţia de 10 mmol clorură de sodiu nu a avut efecte evidente asupra castraveţilor. Cea cu concentraţia de 50 mmol a determinat reducerea intensităţii procesului de fotosinteză cu 33 % în frunza a 8-a şi cu 48% în frunza a 9-a. Conductibilitatea stomatelor şi intensitatea transpiraţiei din aceste frunze a fost mai mică cu 50%. Aceste modificări, precum şi potenţialul hidric foliar scăzut a determinat scăderea greutăţii proaspete a fructelor cu 60%.

Rădăcina plantelor legumicole cucurbitacee este pivotantă, pătrunde la adâncimea de 1,0–1,5 m, şi este prevăzută cu numeroase rădăcini laterale care se ramifică la adâncimea de 30–50 cm.

Scăderea temperaturii solului sub 16 °C inhibă creşterea rădăcinii castraveţilor, iar absorbţia apei şi a substanţelor minerale este mult redusă (Tachibana, 1987). Temperatura scăzută a solului reduce absorbţia substanţelor prin rădăcină, induce deficitul hidric în tulpină (Kramer, 1940) şi scade intensitatea procesului de transpiraţie (Eguchi şi Koutaki, 1986). Boyer (1971) a constatat că temperatura scăzută a solului determină creşterea rezistenţei hidrice a sistemului radicular, iar Yoshida şi Eguchi (1990) consideră că aceasta este asociată cu modificarea permeabilităţii membranelor plasmatice. Temperatura optimă pentru creşterea rădăcinii plantelor de castraveţi variază între 23 şi 25 °C, în condiţiile în care temperatura aerului este de 20–25 °C (Folster, 1974).

În rădăcinile pepenilor verzi, cât şi ale altor specii cucurbitacee (*Citrullus lanatus, Luffa cilindrica* etc.), se acumulează acid brionic, o triterpenă pentaciclică cu efect antialergic. Această substanţă se sintetizează în microzomi, din mevalonat, iar veziculele formate din reticulul endoplasmatic rugos îl transportă spre pereţii celulari, unde se acumulează (Tabata ş.a., 1993).

Transportul substanţelor prin rădăcinile plantelor legumicole cucurbitacee este controlat de intensitatea transpiraţiei, de diferenţa

de potenţial osmotic dintre soluţia solului şi sucul celular, precum şi de conductivitatea celulelor rădăcinii.

Plantele de castraveţi crescute în absenţa fierului au o capacitate crescută de acidifiere a rizosferei şi de reducere a fierului Fe^{3+}. Efluxul de protoni din rădăcini poate fi urmat de un mecanism de reglare a pH-ului citosolic. Rădăcinile crescute în absenţa fierului prezintă o intensificare a ritmului de fixare a dioxidului de carbon la întuneric, de sinteză a acizilor organici şi o creştere de 6 ori a activităţii fosfoenolpiruvat carboxilazei extractibile, comparativ cu rădăcinile-martor. S-a constatat şi creşterea activităţii dehidrogenazelor care produc NAD(P)H citosolic (Rabotti ş.a., 1995).

Aluminiul are un efect inhibant asupra creşterii rădăcinii plantelor de dovleac. Le-Van ş.a. (1994) au constatat că soluţia de clorură de aluminiu în concentraţie de 1 mmol a determinat inhibarea semnificativă a creşterii rădăcinii după o oră de la efectuarea tratamentului. Rezultatele au evidenţiat că aluminiul inhibă procesul de extensie celulară şi alterează metabolismul poliglucidelor din zona de extensie a pereţilor celulari şi din afara acesteia.

Exudatele produse de rădăcinile castraveţilor conţin acizi carboxilici aromaţi, care stimulează eliminarea ionilor din rădăcini (*electrolit leakage*). Aceste substanţe reduc conţinutul de ioni din ţesuturi, cu excepţia H_2PO_4. Acest proces de diminuare a conţinutului de ioni, în prezenţa acidului cinamic, a fost dependent de concentraţia acidului şi de valoarea pH-ului.

Lehman ş.a. (1994) au studiat efectul substanţelor allelopatice asupra plantulelor de castraveţi. Acidul ferulic a avut un efect inhibitor mai pronunţat comparativ cu acidul p-cumaric, asupra creşterii frunzelor. Amestecul acestor acizi în proporţii egale a avut un efect asupra frunzelor care a fost direct proporţional cu concentraţia lor. Pretratarea plantulelor de castraveţi cu o soluţie cu concentraţia de 0,2 sau 0,4 mmol acid ferulic, înainte de aplicarea unei soluţii mai concentrate (0,5 mmol), a determinat adaptarea plantulelor la stresul produs de aceste substanţe.

Tulpina plantelor legumicole cucurbitacee este repentă sau agăţătoare, ramificată, acoperită cu peri şi prevăzută cu cârcei.

Satoh ş.a. (1992) au analizat exudatul provenit din secţiunile efectuate prin tulpinile de dovleac şi au constatat că acesta conţine 18,6 μg/ ml proteine, dintre care ponderea o deţin două polipeptide cu greutatea moleculară de 75 şi 40 kDa, care conţin manoză şi a căror conţinut creşte după 24 de ore de la secţionare, apoi descreşte.

O altă polipeptidă cu greutatea moleculară de 32 kDa, apare imediat după secţionare, dispare şi reapare după 48–64 de ore. Alte două polipeptide, cu greutatea moleculară de 19 şi 14 kDa, sunt prezente continuu. Glucidele din exudatul xilemic conţin cantităţi mari de mioinozitol şi fructoză, precum şi monoglucidele: galactoză, arabinoză şi glucoză. Dintre poliglucide au fost identificaţi şi acizii uronici.

Exudatul floemic provenit de la plantele de dovleac a fost analizat de Bostwick ş.a. (1992), care au constatat prezenţa a două floem proteine (P-protein). Una, denumită PP1, a avut greutatea moleculară de 48 kDa şi este constituită din filamente proteice, iar cea de a doua, denumită PP2, a avut greutatea moleculară de 48 kDa şi a fost constituită din lectine. ARNm pentru sinteza proteinei PP2 a fost identificat în celulele anexe.

Frunzele plantelor legumicole cucurbitacee sunt simple, lung peţiolate, alterne şi lobate.

Numeroşi factori ambianţi influenţează suprafaţa frunzelor de castraveţi, cum sunt umbrirea (Hopkinson, 1966) şi radiaţiile (Horie ş.a, 1979). Frunzele au o creştere rapidă, ceea ce le permite recepţia timpurie a unei cantităţi mari de radiaţii luminoase.

Hopkinson (1964) a analizat creşterea frunzelor de castraveţi în dinamică şi a constatat că are aspectul unei curbe sigmoide. După 21 de zile de la formarea acestora, frunza a 2-a realizează suprafaţa de $2,0 \times 10^{-2}$ m^2.

Plantele de castraveţi cultivate în seră au un indice al suprafeţei foliare de 3 m^2/ m^2 (Krug, 1991).

Activitatea nitratreductazei şi ARNm pentru nitratreductază din frunzele de dovleac necesită existenţa unor plastide intacte. Lezarea lor prin fotooxidare determină dispariţia activităţii nitratreductazei şi a ARNm ce codifică această enzimă (Oellmuler şi Briggs, 1990).

Sundar-Raok ş.a. (1990) au remarcat că frunzele de dovleac conţin 1,27% lipide, 2,83% protide şi 1,0% fibre, iar dintre acizii graşi predomină cel linolenic şi palmitic. După Beevers (1963), frunzele de castraveţi acumulează 1,9% proteine.

Dan şi Thakur (1995) au analizat cutina de pe suprafaţa frunzelor de castraveţi şi au constatat că principalii componenţi sunt acizii octadecanoic (cca 13%), acidul 8,10-dihidroxi-octadecandioic (cca 11 %) şi acidul octadecandioic (cca 10%).

Fotosinteza netă se intensifică rapid în timpul creşterii frunzelor de castraveţi, atingând un maximum înainte de realizarea suprafeţei caracteristice, după care descreşte lent în timpul maturării şi senes-

cenţei frunzelor. Turgeon şi Webb (1975), examinând plantele de castraveţi, au precizat că valoarea maximă a intensităţii procesului de fotosinteză se realizează când frunzele au realizat 70% din suprafaţa lor maximă, iar Hopkinson (1964) a constatat că valoarea maximă a intensităţii procesului de fotosinteză se realizează după 15 zile de la formarea acestora şi are valoarea de 1,8 mmol/ m^2/ s.

Intensitatea procesului de fotosinteză variază în funcţie de specie şi de vârsta frunzelor. Astfel, în cazul plantelor de castraveţi frunzele bazale ajunse la senescenţă au o intensitate fotosintetică scăzută: 3,04 μmol/ m^2/ s. Intensitatea acestui proces creşte până la frunzele situate în treimea superioară, la care s-a determinat valoarea de 7,10 μmol/ m^2/ s. Frunzele tinere din partea apicală a plantei au o intensitate fotosintetică foarte scăzută (1,62 μmol/ m^2/ s), iar cele foarte tinere sunt tributare din punct de vedere fotosintetic frunzelor mature.

Intensitatea fotosintezei nete variază în cazul frunzelor de dovleac între 0,21 şi 0,61 mg CO_2/ m^2/ s, în funcţie de poziţia pe plantă(Hall şi Brady, 1977). În cazul castraveţilor, fotosinteza netă variază între 0,60 şi 0,92 mg CO_2/ m^2/ s (Aoki şi Yabuki, 1977).

Intensitatea procesului de fotosinteză, cât şi de respiraţie a frunzelor de castraveţi, variază în funcţie de vârsta frunzelor, valoarea maximă fiind determinată înainte de realizarea suprafeţei maxime a acestora (*Fig. 2.1*).

Adaptarea aparatului fotosintetic al plantelor de castraveţi la diferite intensităţi luminoase are loc prin reorganizarea acestuia. Procesul respectiv implică eliberarea clorofilei *b* din complexul clorofilă *a/b* – proteină din fotosistemul II şi convertirea acesteia pe calea 7-hidroximetil clorofilă, în clorofilă *a*. Acest proces are loc în tilacoide şi reglează repede şi fin aparatul fotosintetic (Ohtsuka ş.a., 1997).

Terashima ş.a. (1994) au constatat că plantele de castraveţi expuse timp de 5 ore la temperaturi coborâte (4 °C) şi la intensităţi luminoase moderate (220 microcuante/ m^2/ s) sunt expuse unui proces de fotoinhibiţie, datorat faptului că transportul electronilor prin fotosistemul I scade cu 20–30%. Rezultate similare au obţinut şi Hetherington ş.a. (1989), care au expus plantulele de castraveţi timp de 20 de ore la temperatura de 7 °C şi la un flux de fotounde 300 mmol/m^2/ s. Autorii au ajuns la concluzia că fotoinhibiţia creşte neliniar cu scăderea temperaturii şi liniar cu creşterea intensităţii luminoase.

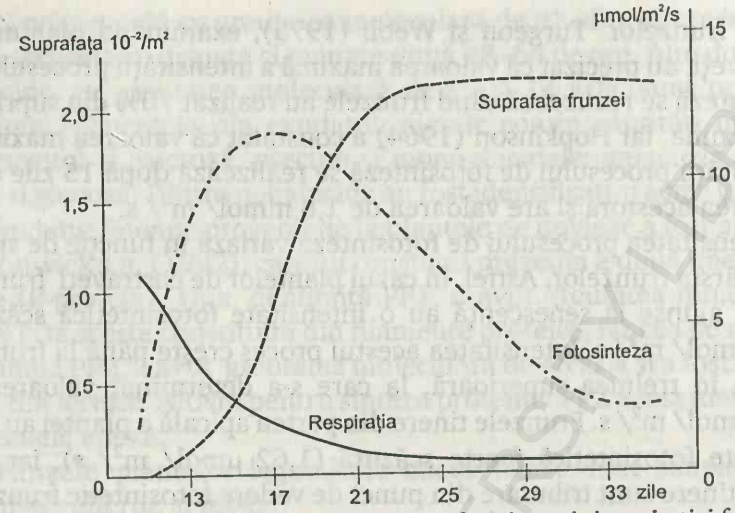

Fig. 2.1. Dinamica creşterii frunzei, intensitatea fotosintezei şi respiraţiei frunzei a 2-a de la plantele de castraveţi (după Hopkinson, 1964)

Temperatura optimă pentru desfăşurarea procesului de fotosinteză variază în funcţie de vârsta frunzei, frunzele tinere şi cele în vârstă având un optimum termic mai ridicat.

Temperatura rădăcinii nu influenţează semnificativ asupra fotosintezei, la o intensitate luminoasă de 900 mmol/ m^2/ s. La intensităţi luminoase mai scăzute (180 mmol/ m^2/ s), temperatura a avut un efect mai mare asupra fotosintezei şi mai mic asupra intensităţii transpiraţiei şi a rezistenţei stomatelor pentru dioxidul de carbon (Rosobruchov ş.a., 1990).

Tyankova ş.a. (1984) au constatat că nutriţia minerală influenţează conţinutul în pigmenţi din frunzele de castraveţi şi intensitatea procesului de fotosinteză. Plantele în vârstă de 18 zile sunt foarte sensibile la concentraţiile mari de fosfor şi sulf, care determină diminuarea semnificativă a conţinutului de clorofilă şi a intensităţii procesului de fotosinteză. Activitatea ribulozo-1,5-difosfat carboxilazei şi fosfoenol piruvat carboxilazei este afectată mai mult de creşterea cantităţii de fosfor şi sulf din soluţia nutritivă, în cazul hibridului de castraveţi No 3 Flora CMV, comparativ cu soiul Gergana.

Conţinutul în pigmenţi din frunze variază în funcţie de gen, specie şi de vârsta frunzelor. La frunzele mature de la pepenii galbeni s-au pus în evidenţă următoarele cantităţi de pigmenţi: 208,1 mg/ 100 g clorofilă totală din care 149,7 mg/ 100 g clorofilă *a* şi 58,4 mg/ 100 g clorofilă *b*. Raportul dintre clorofila *a* şi *b* a avut valoarea 2,56.

Conţinutul frunzelor în pigmenţi carotenoizi a fost de 10,1 mg/100 g, iar valoarea raportului clorofile/ caroteni: 20,61.

Frunzele de castraveţi au un conţinut de clorofilă totală de 140–270 mg/ 100 g substanţă proaspătă (Makus ş.a., 1973). Autorii au evidenţiat existenţa în frunzele de castraveţi a unui conţinut de clorofilă totală ce variază între 143,35 mg şi 209,45 mg/ 100 g subst. proaspătă. Conţinutul de clorofilă *a* a variat între 105,8 mg şi 179,35 mg/ 100 g , iar cel de clorofilă *b* între 30,1 mg şi 63,5 mg/ 100 g.

Kuroda ş.a. (1995) au constatat că NADH-protoclorofilid oxidoreductaza care catalizează fotoconversia protoclorofilidelor la clorofilidă *a* este corelată negativ cu lumina, la cele mai multe specii. În contrast, ARNm care codifică sinteza acestei enzime în cotiledoanele în creştere ale castraveţilor sporeşte cantitativ când sunt iluminate continuu.

Măsurarea fluorescenţei clorofilei de către Croxdale şi Omasa (1990) a dovedit că frunzele castraveţilor pot realiza reacţiile fotochimice după mai mult de 6 zile de la derularea lor, timp în care fotosinteza are o dinamică paralelă. Intensitatea proceselor fotochimice creşte dinspre partea apicală spre cea bazală.

Burke şi Oliver (1993) au determinat temperatura la care clorofila din plantulele de castraveţi realizează fluorescenţa maximă. Fluorescenţa maximă a fotosistemului II se realizează la temperaturi cuprinse între 30 şi 35°C, iar sinteza maximă a componentelor fotosistemului II are loc la 30°C. Cercetările efectuate de Tanaka ş.a. (1993) au precizat că acidul 5-aminolevulinic a determinat creşterea conţinutului în clorofilă *b* în cotiledoanele castraveţilor şi nu a modificat conţinutul în apoproteine din fotosistemul II. Autorii presupun că apoproteinele din fotosistemul II se stabilizează prin legarea clorofilei *a*, după care clorofilă *a* şi apoproteinele fotosistemului II sunt implicate pentru sinteza clorofilei *b*.

Procesul de fotorespiraţie caracteristic plantelor cu tip fotosintetic C3 are sensibilitatea maximă la intensităţi luminoase mari şi la concentraţia de dioxid de carbon apropiată de cea din atmosferă (Bertoni şi Becker, 1996). Autorii au ajuns la concluzia că lumina albă reglează expresia genei Hpr care codifică ARNm pentru hidroxipiruvat reductază, o enzimă importantă în fotorespiraţie.

Intensitatea procesului de respiraţie a frunzelor de castraveţi are valoarea maximă imediat după formarea lor, scade rapid în primele 20 de zile, apoi lent până la abscisia lor (Hopkinson, 1964). Cercetările efectuate de autori au precizat că intensitatea acestui proces

a variat în funcţie de soi şi vârsta frunzelor între 248 mg şi 411 mg CO_2/ kg/ oră; intensitatea procesului de respiraţie a frunzelor mature a variat între 130,6 şi 136,9 mg CO_2/ kg/ oră.

Acumularea spermidinei şi a putresceinei în frunzele şi cotiledoanele castraveţilor a fost stimulată de radiaţiile ultraviolete. În acelaşi timp, radiaţiile ultraviolete au determinat intensificarea peroxidării lipidelor, iar raportul dintre acizii graşi nesaturaţi şi acizii graşi saturaţi din membranele plasmatice a fost mai mic. Diferenţele de sensibilitate dintre soiurile de castraveţi la radiaţiile ultraviolete se poate datora, după Kramer ş.a. (1991), metabolismului lipidic diferit.

Transportul substanţelor de la frunze spre organele plantelor nu este încă pe deplin elucidat. Cercetările efectuate de Volk ş.a. (1996) au precizat că între celulele vasculare şi celulele anexă, din nervurile mici ale frunzelor pepenilor galbeni şi ale dovleceilor se găsesc numeroase plasmodesme ramificate. Acestea se formează secundar, în perioada când începe exportul asimilatelor din frunze, numărul lor crescând de 12 ori pe partea dinspre celulele anexă şi doar de 9 ori spre partea opusă. Se consideră că aceste modificări au importanţă în transportul pe cale simplasmică al glucidelor spre vasele liberiene.

Forma de transport a glucidelor de la celulele mezofilului foliar până la celulele intermediare ale floemului din nervurile secundare ale frunzelor de castraveţi şi pepene galben o reprezintă zaharoza, care are o concentraţie de 10 mmol în celulele mezofilului şi 130 mmol în celulele anexă. Din zaharoză în aceste celule se sintetizează rafinoză şi stahioză, care au molecula prea mare pentru a difuza în sens invers spre celulele mezofilului foliar. Concentraţia rafinozei şi stahiozei din celulele mezofilului este de 0,1, respectiv, 0,2 mmol, în timp ce în celulele anexă au o concentraţie de 70, respectiv, 330 mmol. Prin acest mecanism se realizează concentrarea glucidelor din vasele liberiene (Haritatos ş.a., 1996).

În timpul transportului asimilatelor prin floemul plantelor de castraveţi se realizează un transfer specific de masă de 3,3 g/ oră/ cm^2 floem (Canny, 1975).

Balachandran ş.a. (1997) au studiat transportul în floem al polipeptidelor sintetizate în celulele anexă ale plantelor de dovleac. Acestea au greutatea moleculară cuprinsă între 10 şi 200 kDa, iar plasmodesmele pot permite trecerea doar a unor molecule mai mici de 40 kDa.

Clark ş.a. (1997) au identificat prezenţa ARNm ce codifică proteinele fibrilare din floem (P-protein) în celulele anexă, în etapele timpurii de diferenţiere a ţesutului liberian din plantele de dovleac. Dannenhoffer ş.a. (1997) au identificat prezenţa ARNm ce codifică lectinele în celulele anexă, în timpul diferenţierii metafloemului. Autorii consideră că lectinele sunt sintetizate în celulele anexă, de unde sunt transportate în vasele liberiene diferenţiate şi, uneori depozitate în vezicule, în floemul extrafascicular.

2.3. Caracteristicile procesului de dezvoltare al plantelor cucurbitacee

Florile plantelor legumicole cucurbitacee sunt actinomorfe, unisexuate, monoice. Florile mascule sunt alcătuite din 5 sepale, 5 petale de culoare gălbuie şi 5 stamine scurte. Florile femele sunt constituite de asemenea din 5 sepale, 5 petale şi un gineceu tricarpelar sincarp, cu ovarul inferior.

Culoarea galbenă a petalelor este determinată de transformarea cloroplastelor în cromoplaste, proces în care este implicată biodegradarea pigmenţilor clorofilieni şi biosinteza celor carotenoizi. Concomitent are loc sinteza unei proteine cu greutatea moleculară de 14 kDa specifică cromoplastului (Libal-Weksler ş.a., 1997).

Castraveţii au în mod frecvent flori unisexuat monoice, dar pot avea şi flori hermafrodite, în timp ce pepenii galbeni şi verzi au florile unisexuat monoice, între care predomină cele bărbăteşti. Aceste tipuri de flori se formează din primordiile vegetative în care a avut loc inducţia florală.

Diferenţierea tipurilor de flori este reglată genetic şi influenţată de factorii hormonali sau de cei ambianţi, care acţionează înainte de transformarea meristemului vegetativ în meristem floral. La nodurile bazale ale plantelor se formează, de obicei, florile bărbăteşti, iar spre partea apicală creşte numărul de flori femeieşti, ajungându-se chiar să se formeze numai flori femeieşti. Lower şi Edwards (1986) au studiat genele care sunt responsabile de diferenţierea sexelor. Wien (1997) menţionează că diferenţierea sexelor la florile de castraveţi şi dovlecel este influenţată de temperatură, energia luminoasă şi de fotoperioadă.

Temperaturile coborâte favorizează formarea florilor femeieşti, în timp ce nopţile calde stimulează formarea florilor bărbăteşti (Nitsch ş.a., 1952). Influenţa temperaturii se manifestă fie în timpul dife-

renţierii primordiilor florale, cum este cazul la castraveţi, sau în perioada de formare a florilor.

Fotoperioadele scurte şi intensitatea luminoasă mare stimulează formarea florilor femeieşti, în timp ce intensitatea luminoasă scăzută şi umbrirea plantelor întârzie formarea acestora. Temperatura şi, mai ales, intensitatea luminoasă par să aibă o importanţă mai mare comparativ cu fotoperioada (Cantliffe, 1981). Matsuo (1968) a constatat că unele soiuri de castraveţi sunt neutre din punctul de vedere al fotoperioadei, în timp ce la altele întârzie formarea florilor femeieşti, în condiţii de fotoperioadă lungă. Din această cauză, în culturile târzii de castraveţi, numărul florilor femele este relativ scăzut.

Ito şi Saito (1960) au constatat că fertilizarea abundentă cu azot întârzie formarea florilor femeieşti, iar desimea mare de semănat determină autoumbrirea plantelor care are un rol stimulator asupra formării florilor mascule (Lower ş.a., 1983).

În cazul plantelor unisexuate, hormonii au un rol important în diferenţierea sexelor. Purohit (1987) menţionează că diferenţierea sexelor la plantele unisexuate este explicată prin trei ipoteze:

Ipoteza endogenă, care susţine rolul aparatului genetic în diferenţierea sexelor.

Ipoteza exogenă, după care sexele sunt determinate de alţi factori.

Ipoteza ectoendogenă, care admite rolul ambilor factori în diferenţierea sexelor.

După Heslop Harrison (1972), diferenţierea sexelor este determinată de sensibilitatea meristemelor apicale la acţiunea factorilor interni şi externi, în diferite etape ale ontogeniei. În această privinţă are o mare importanţă determinarea perioadei critice de diferenţiere a apexului, adică perioada optimă în care poate fi influenţată expresia sexelor, prin modificarea factorilor mediului ambiant (ex. fotoperioadă) sau hormonali. Molotkovski (1960) apreciază că factorii din mediul ambiant pot perturba legătura dintre frunze şi rădăcini, cu influenţe asupra formării sexelor.

Acţiunea hormonilor asupra expresiei sexelor variază în funcţie de concentraţia acestora şi de factorii ambianţi.

Giberelinele sunt principalii hormoni ce determină formarea florilor mascule la cucurbitacee. Dintre aceste substanţe, cele mai active sunt GA_4 şi GA_7 (Wien, 1997). În condiţii de fotoperioadă lungă şi temperaturi ridicate este stimulată sinteza giberelinelor care determină formarea florilor mascule, în timp ce în condiţii de fotoperioade scurte şi temperaturi scăzute conţinutul de gibereline este scăzut,

ceea ce determină formarea florilor femeieşti la plantele de *Cucumis* (Atsmon, 1968).

Purohit (1987) consideră că fotoperioadele scurte stimulează sinteza **citochininelor** în rădăcini, care au un efect stimulator asupra formării florilor femele.Trebitsh ş.a. (1997) au precizat că diferenţierea sexelor la plantele de castraveţi sunt controlate de 3 gene *F*, *m* şi *a*. Locusurile *F* şi *m* interacţionează în producerea florilor hermafrodite şi unisexuat femele.

Prin aplicarea de tratamente cu **auxină** sau auxine sintetice s-au obţinut la castraveţi, pepene galben şi dovlecel fructe partenocarpice. În cazul pepenilor verzi fructele partenocarpice s-au obţinut numai la unele soiuri. Auxina în concentraţii mari stimulează diferenţierea florilor femele, în timp ce concentraţiile mici stimulează formarea florilor mascule.

Etilena şi factorii care induc sinteza etilenei stimulează expresia florilor femeieşti. Secvenţa genomului CS-ACS1, care codifică ACC sintaza, se pare că este strâns legată de locusul F şi poate juca rolul unui pivot în determinarea sexului femeiesc în florile de castraveţi.

În plantele de castraveţi s-a constatat existenţa unei corelaţii directe între evoluţia etilenei din apex şi formarea florilor femele. Kamachi ş.a. (1997) au izolat trei cADN care codifică 1-aminociclopropan-1-carboxilat sintaza. Dintre aceştia numai ARNm codificat de gena CS-ACS2 a fost identificat în apexul plantelor de castraveţi cu flori femeieşti, ceea ce presupune că ARNm, respectiv, poate determina formarea florilor femeieşti. Chrominski şi Copcewicz (1972) au constatat că tratamentele cu Ethrel (substanţă generatoare de etilenă) aplicate la plantele de castraveţi au determinat formarea florilor femele în proporţie de 100%. Tratamentele cu Ethrel, efectuate la pepenii galbeni şi la dovlecei, au stimulat creşterea numărului de flori femeieşti şi au redus numărul celor bărbăteşti. Tratamentele cu Ethrel efectuate de Christopher şi Loy (1982) la pepenii verzi (30 ml/l) au întârziat formarea florilor femeieşti şi nu au avut un efect evident asupra celor bărbăteşti.

Florile barbăteşti se formează devreme în sezonul de vegetaţie, la nodurile bazale ale tulpinii, iar cele femeieşti se formează la nodurile şi în ramificaţiile de ordin superior.

Temperatura minimă pentru înfloritul plantelor cucurbitacee este de 10°C şi ritmul de înflorire se intensifică pe măsură ce temperatura se apropie de 30°C. Temperatura minimă pentru înfloritul castra-

veţilor şi a pepenilor verzi este de 15°C, iar pentru pepenii galbeni variază între 18 şi 21°C (Seaton şi Kremer, 1938).

Florile sunt deschise o singură zi, dar stigmatul este receptiv pentru polen cu două zile înainte de înflorit şi două zile după înflorit (Le Deunff ş.a., 1993).

Polenizarea este entomofilă, insectele fiind atrase de glandele nectarifere din florile bărbăteşti. Acestea sunt alcătuite din celule parenchimatice, care în faza presecretoare acumulează amidon. Cu o oră înainte de a începe secreţia nectarului are loc hidroliza amidonului, iar nectarul este eliminat printr-o stomată sau prin celulele epidermei (Nepi ş.a., 1996). Excesul de nectar poate fi resorbit de celulele parenchimatice, putând astfel să fie refolosit (Nepi ş.a., 1996).

Polenul ajuns pe stigmatul florilor femele germinează timp de 30 de minute (Sedgley şi Buttrose, 1978), iar viteza de creştere a tubului polinic este dependentă de specie şi temperatură, valoarea optimă a temperaturii fiind în jur de 21 °C (Matlob şi Kelly, 1973). Din sinteza bibliografică efectuată de Wien (1997) rezultă că diametrul polenului variază la speciile cucurbitacee între 53 şi 142 μ, viteza de creştere a tubului polinic este de 0,95–6,0 mm/ oră, iar durata perioadei de la polenizare la fecundare este de 9–36 ore.

Studiind rolul ACC-ului în germinarea grăuncioarelor de polen la plantele de castraveţi, Song ş.a. (1998) au constatat că aplicarea ACC-ului în concentraţie de 0,25 mmol a generat creşterea concentraţiei de calciu din grăuncioarele de polen la 450 mmol, ceea ce dovedeşte implicarea calciului ca mesager în procesul de stimulare a germinării polenului de către ACC.

Lingle şi Dunlap (1991) au cercetat modificările produse de polenizare în ovarele florilor de pepene galben. Cu 4 zile înainte de înflorit, concentraţia de auxină liberă din ovar era mai mare, iar polenizarea nu avea efect imediat asupra conţinutului de auxină/ mg proteină. Activitatea zaharozofosfat sintazei nu a prezentat modificări evidente, în timp ce activitatea zaharozo sintazei şi a invertazei era mai mare în ovarele din florile nepolenizate. Creşterea ritmului de transport al glucidelor în ovarele fecundate nu a fost însoţită de creşterea activităţii enzimelor specifice studiate. Rezultatele obţinute au confirmat că nu există o corelaţie directă între enzimele metabolismului zaharozei, a auxinei şi a etilenei din ovarele fecundate, dar creşterea ritmului de biodegradare a zaharozei din ovarele nefecundate poate corela cu intensificarea biosintezei etilenei.

În florile senescente ale pepenilor galbeni creşte conţinutul de esteri ai auxinei, auxină sub forma amidică, acid abscisic liber şi esterii acidului abscisic (Dumlap şi Robacher, 1990). Se pare că metabolismul auxinelor din ovare este reglat *in situ* şi nu constituie o consecinţă a sintezei în alte organe. Acidul abscisic e posibil să fie transportat în ovarele senescente din alte organe şi modifică metabolismul auxinei astfel încât reduce nivelul auxinelor libere şi stimulează acumularea esterilor.

Legarea fructelor este stimulată de prezenţa hormonilor de creştere: auxină, citochinine şi gibereline (Wien, 1997).

2.4. Procesul de creştere şi maturare a fructelor

Fructele plantelor legumicole cucurbitacee sunt pseudobace numite melonide, de forme globuloase (pepeni) sau oval-cilindrice (castraveţi, dovlecei). Acestea se formează prin diviziunea şi creşterea în volum a celulelor din ovarul fecundat. Masuda şi Hayashi (1959) au constatat că în cazul pepenilor Honeydew, diviziunea celulelor încetează după 3–5 zile de la polenizare.

Rose ş.a. (1997) au constatat că extensia celulară se realizează cu participarea expansinelor care rup legăturile necovalente dintre celuloze şi hemiceluloze. Genele expansinelor LeExp1 au fost identificate în pepenii maturi, sugerând că activitatea lor este corelată cu scăderea fermităţii acestora. Pratt (1971) a constatat că viteza de creştere a cantalupilor este mult mai mică comparativ cu a soiului Honeydew (*Fig. 2.2*).

Exocarpul pepenilor are celulele mici, cu pereţii îngroşaţi, ce cresc în dimensiuni mai târziu comparativ cu cele din mezocarp. Poate fi lucios la pepenele verde, cu suprafaţa netedă sau rugoasă la castraveţi, cu peri caduci la maturitate, în cazul castraveţilor, de culoare verde, galbenă sau portocalie. Poate fi acoperit de cutină şi ceruri. Gerard ş.a. (1994) au precizat că principala componentă a cutinei de pe fructele de castraveţi este acidul 8,16-dihidroxihexadecanoic.

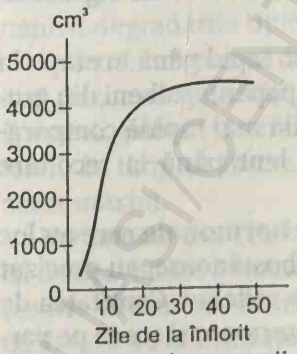

Fig. 2.2. Dinamica creşterii pepenilor galbeni (după Pratt, 1971)

Celulele mezocarpului sunt mari, cu spaţii intercelulare, care la maturitate formează un aerenchim bine dezvoltat, au

culoare roşie, albă sau galbenă şi în acestea se depozitează substanţele de rezervă.

Creşterea cumulată a fructelor se prezintă sub forma unei curbe sigmoide (Pratt, 1971). Durata perioadei de la înflorit la recoltare este de 35–37 de zile, pentru pepenii galbeni Honeydew, şi corespunde cu perioada în care aceştia acumulează 9–10% substanţă uscată (Pratt ş.a., 1977). În cazul pepenilor verzi durata acestei perioade variază în funcţie de soi şi se apreciază în funcţie de realizarea culorii specifice a mezocarpului.

Recoltarea dovleceilor şi a castraveţilor se face înainte de maturitatea fiziologică, în timp ce pepenii se recoltează la maturitatea fiziologică, când se formează stratul de abscisie. Compoziţia chimică şi modificările care se produc în fructe după recoltare sunt în strânsă corelaţie cu gradul de maturare al acestor fructe în momentul recoltării.

Fructele castraveţilor acumulează în medie 60% din substanţa uscată produsă de plantă. Din cantitatea de substanţă uscată care se sintetizează într-o zi se transportă spre fructe 40–90% în funcţie de numărul şi masa fructelor. Numărul de fructe nu este limitat numai de formarea noilor fructe, ci şi de numărul celor avortate cu 10 zile după înflorit, iar numărul fructelor rămase corelează pozitiv cu rata de creştere a organelor vegetative (Marcelis, 1992).

Creşterea fructelor legumicole cucurbitacee este rapidă. Marcelis (1993) menţionează că în cazul castraveţilor de seră s-au constatat pentru o scurtă perioadă creşteri de peste 200 g substanţă proaspătă/zi, iar Langevin (1993) menţionează că în cazul unui dovleac cu greutatea de 375 kg, acumularea a reprezentat cca 11 kg subst. proaspătă/zi.

Pepenii galbeni din grupul reticulatus cresc rapid până în etapa în care se produce stratul de abscisie, în timp ce pepenii galbeni din grupul inodorus (Honeydew) au o creştere iniţială mai rapidă comparativ cu a celor precedenţi, după care cresc lent până la recoltare (Seymour şi Glasson, 1993).

Dunlap ş.a. (1996), studiind modificările hormonale care au loc în timpul procesului de maturare a fructelor bostănoase, au precizat că procesul de maturare este iniţiat de sinteza etilenei. Cantitatea de etilenă produsă este mai mare în ţesuturile exterioare şi scade pe parcursul procesului de maturare, realizând o creştere bruscă în toate ţesuturile fructelor, în faza de climacteric. Conţinutul de ACC creşte în timpul maturării şi este egal în toate ţesuturile fructului până la cli-

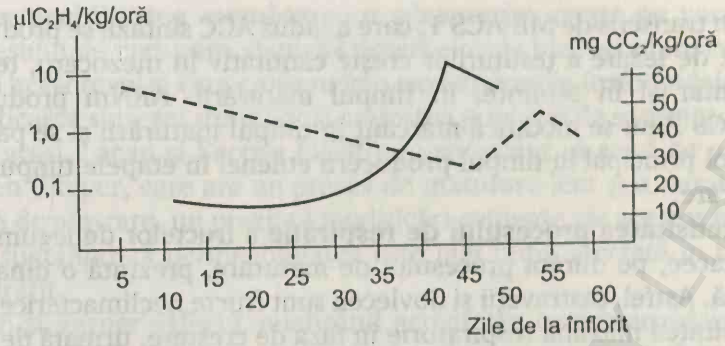

Fig. 2.3. Intensitatea procesului de respiraţie şi degajarea de etilenă de către pepenii Honeydew (după Pratt ş.a., 1977)

macteric, când conţinutul din ţesuturile exterioare creşte de cca 5 ori faţă de cele interioare.

Pratt ş.a. (1977) au constatat că pepenii din grupul reticulatus sintetizează cantităţi apreciabile de etilenă şi realizează trecerea de la faza de preclimacteric la cea de climacteric în 24 – 48 de ore, iar la cei din grupul *Inodorus* climactericul continuă câteva zile sau poate lipsi (*Fig. 2.3*).

Acidul abscisic şi esterii acestuia se reduc cantitativ în timpul maturării, dar esterii acidului abscisic pot creşte în mezocarpul extern, pe parcursul fazei de climacteric. Auxina şi conjugaţii auxinei au fost identificaţi numai în ţesuturile exterioare ale fructelor şi rămân în cantitate mică până în faza de trecere de la maturare la senescenţă. Creşterea cantitativă a conjugaţilor auxinei reprezintă un semnal pentru degradările tipice care au loc pe parcursul acestui proces.

Etilena, hormonul de maturare al plantelor, are o dinamică similară cu cea a intensităţii procesului de respiraţie; fructele climacterice (pepenii galbeni şi verzi) au un maxim climacteric de producere a etilenei, în timp ce fructele neclimacterice (castraveţii) sunt lipsite de acest maxim.

Yamamoto ş.a. (1995) au studiat sinteza etilenei în etapele timpurii de dezvoltare a fructelor. În faza de preclimacteric s-a identificat în ţesutul placentar ARNm şi polipeptidele pentru ACC oxidază, pentru ca în faza de maturitate conţinutul lor să crească în mezocarp, concomitent cu producerea climacterică a etilenei. Două ARNm pentru ACC sintază (transcrise de genele ME-ACS 1 şi ME-ACS 2) au fost detectate în faza de preclimacteric în ţesutul placentar, dar numai

ARNm transcris de ME-ACS 1, care a indus ACC sintaza se produce şi în caz de lezare a ţesuturilor creşte cantitativ în mezocarp, ţesutul placentar şi în seminţe, în timpul maturării. ARNm produs de ME-ACS 2 nu se modifică marcant în timpul maturării şi se pare că are rol principal în timpul producerii etilenei în etapele timpurii de maturare.

Intensitatea procesului de respiraţie a fructelor de legume cucurbitacee, pe durata procesului de maturare, prezintă o dinamică variată. Astfel, castraveţii şi dovleceii sunt fructe neclimacterice şi au intensitatea maximă respiratorie în faza de creştere, urmată de o diminuare până în faza de senescenţă. Pepenii galbeni şi pepenii verzi sunt fructe climacterice care au un maxim respirator în perioada de maturare.

Lacan şi Baccou (1996) au studiat procesul de maturare la două soiuri de pepene galben, dintre care soiul Clipper cu durată mare de păstrare. Cercetările efectuate nu au evidenţiat diferenţe semnificative în ceea ce priveşte intensitatea procesului de respiraţie. Astfel, soiul Jerac s-a dovedit a fi climacteric şi a avut o perioadă de maturare mai scurtă, în timp ce soiul Clipper, neclimacteric, s-a caracterizat printr-o perioadă de maturare mai lungă.

Intensitatea procesului de respiraţie a pepenilor galbeni, determinată la temperatura din mediul ambiant, a variat în perioada de maturitate între 88,91 şi 109,40 mg CO_2/ kg/ oră. Castraveţii care sunt fructe neclimacterice au avut o intensitate respiratorie mai mică, şi anume, 20,8 mg/ kg/ oră (Burzo, 1986).

Simandjuntak ş.a. (1996) au studiat **compoziţia pereţilor celulari** din pepenii Cantalup şi Honeydew. Compuşii extraşi cu ciclohexan trans-1,2-diamino tetraacetat (CDTA) şi cu Na_2CO_3 sunt reprezentaţi de acizii galacturonici şi glucidele neutre: arabinoza, galactoza, ramnoza şi mici cantităţi de xiloză. În timpul maturării fracţiunea extrasă în CDTA creşte, însă glucidele neutre din pereţii celulari scad. Fracţiunea extrasă cu guanidin tiocianat şi KOH conţine hemiceluloze şi xiloză, glucoză, galactoză, manoză şi fucoză, precum şi cantităţi mici de acid uronic, arabinoză şi ramnoză. Reziduurile conţin, în principal, glucoză şi galactoză şi cantităţi mici de manoză, xiloză, arabinoză şi fucoză. Cu excepţia xilozei şi glucozei, toate glucidele neutre scad pe durata procesului de maturare a pepenilor. Conţinutul de acizi uronici nu s-a modificat în timpul maturării pepenilor Honeydew, în timp ce în Cantalup au evidenţiat o diminuare după maturare.

Permeabilitatea membranelor plasmatice creşte pe parcursul procesului de maturare, datorită proceselor de biodegradare care au loc la acest nivel şi care constau în descompunerea fosfolipidelor, intensificarea sintezei sterolilor şi creşterea gradului de saturare al acizilor graşi. Lacan şi Baccou (1996) au constatat că soiul de pepene galben Clipper, care are un proces de maturare lent şi o durată mai lungă de păstrare, nu prezintă modificări evidente ale acestor indicatori, sugerând că permeabilitatea este mai puţin afectată în timpul maturării.

Lin şi Varner (1991), analizând activitatea ascorbinoxidazei din epiderma şi ţesutul placentar al dovleceilor, au constatat că activitatea acestei enzime a fost mai mare în celulele epidermice.

Forma de transport a glucidelor prin vasele liberiene o reprezintă rafinoza şi stahioza (Pharr ş.a., 1985), care la nivelul pedunculului sunt transformate, în pepenii galbeni şi castraveţi, în zaharoză şi glucoză (Hubbard ş.a., 1989). Celulele din pedunculii castraveţilor, pepenilor galbeni şi ai pepenilor verzi conţin enzimele ce catalizează transformarea stahiozei la zaharoză (Gross şi Pharr ş.a., 1982; Wien, 1997).

Castraveţii acumulează 1,4 g subst. uscată, la temperatura de 20 °C şi la o intensitate luminoasă de 135 W/ m^2 (Marcelis, 1992). Rezultă că în fructe se depozitează cca 85% din substanţele exportate de frunze (Barret şi Amling, 1987), ceea ce reprezintă cca 78% din substanţa uscată a plantei mature (Ward, 1976).

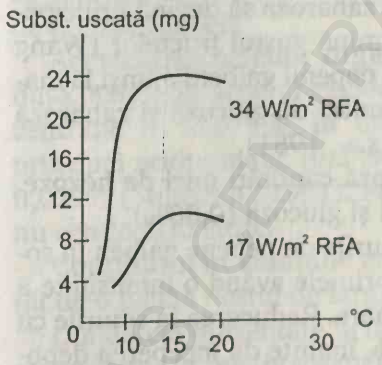

Fig. 2.4. Relaţia dintre acumularea substanţei uscate din pepenii galbeni, nivelul temperaturii şi al radiaţiilor fotosintetic active (după Hussey, 1965)

Factorii ambianţi, în special temperatura şi radiaţiile fotosintetic active, constituie principalele elemente care determină acumularea substanţei uscate în fructele plantelor bostănoase (*Fig. 2.4*).

În fructele legumelor cucurbitacee se acumulează cantităţi importante de substanţe de rezervă (*Tabelul 2.1*).

Analizele efectuate de Pratt (1971) au precizat că pepenii galbeni acumulează puţin amidon sau acesta poate lipsi complet. Conţinutul în amidon din castraveţi şi pepeni reprezintă mai puţin de 1% şi hidroliza amidonului

Tabelul 2.1. **Principalele componente chimice din fructele cucurbitacee (după Souci ş.a., 1981)**

Specia	*Valoarea energetică, kJ/ 100 g*	*Glucide solubile, %*	*Proteine, %*
Castraveţi	40,0	1,0–2,2	0,5–0,8
Pepeni galbeni	219,6	10,0–16,0	0,90
Pepeni verzi	101,6	3,0–6,9	0,5–0,8
Dovlecei	118,3	5,46	1,0–1,2

Specia	*Lipide, %*	*Apă, %*	*Substanţe minerale, %*
Castraveţi	0,05–0,30	96–97	0,40–0,89
Pepeni galbeni	0,10	87	0,40
Pepeni verzi	0,20	92–94	0,30–0,52
Dovlecei	0,10–0,20	90–93	0,73–0,80

după recoltare nu determină o creştere semnificativă a conţinutului în hexoze.

Zaharoza este aproape absentă în fructele nematurate de pepene galben, din cauza activităţii invertazei acide. În această etapă, se acumulează glucoza şi fructoza. În etapele mai avansate ale procesului de maturare, activitatea invertazei acide scade, iar cea a zaharozofosfat sintazei creşte, fapt ce determină ca zaharoza să devină principalul glucid, care se acumulează şi determină gustul fructelor (Wang ş.a., 1996). Conţinutul de zaharoză din pepenii galbeni ajunşi la maturitate este de 9,5%, în timp ce conţinutul de glucoză şi zaharoză este de 1,6% şi, respectiv, 1,3% (Souci ş.a., 1981).

În fructele castraveţilor se acumulează cantităţi mici de hexoze, dintre care predomină fructoza (1,0 %) şi glucoza (0,88%).

Hubbard ş.a. (1990) au clasificat soiurile de pepene galben în soiuri cu fructe dulci şi mai puţin dulci, primele având o intensitate a procesului de fotosinteză cu 56% mai mare. Reducerea la soiurile cu fructe dulci a suprafeţei foliare cu 50%, înainte de începerea depozitării zaharozei în fructe, a diminuat intensitatea acestui proces, la nivelul celui de la soiurile cu fructe mai puţin dulci. Cu toate acestea, conţinutul de zaharoză din soiurile cu fructe dulci a fost mai mare de 3 ori comparativ cu al celor din soiurile cu fructe mai puţin dulci. Deosebirea nu se datoreşte intensităţii fotosintetice mai mari, ci acti-

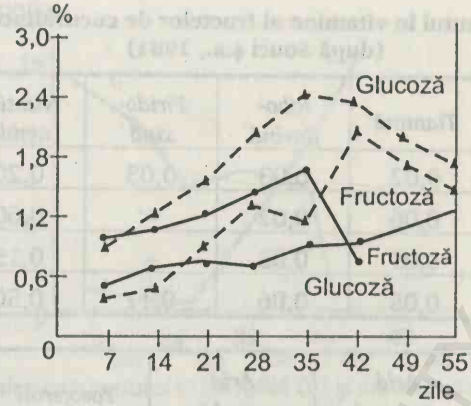

Fig. 2.5. Dinamica acumulării glucozei şi fructozei în două soiuri de pepene galben (după Bianco, 1969)

vităţii enzimatice din cele două grupe de fructe. Acest lucru a fost dovedit şi de cercetările efectuate de Hubbard ş.a., din anul 1989. Activitatea zaharozo sintazei şi a invertazei acide a fost relativ coborâtă, s-a modificat puţin încă în timpul creşterii şi maturării fructelor. Activitatea invertazei acide a scăzut în timpul maturării pepenilor, în timp ce activitatea zaharozofosfat sintazei a crescut de 4,6 ori. Rezultă deci că acumularea diferită a zaharozei, în fructele pepenilor galbeni, se datorează activităţii diferite a invertazei acide şi a zaharozofosfat sintazei. Acest fapt rezultă şi din *figura 2.5*, în care se prezintă dinamica acumulării glucozei şi fructozei în două soiuri de pepene galben.

Acumularea **acizilor organici** în pepenii galbeni este relativ redusă. Astfel, în pepenii galbeni a fost determinat acidul citric în concentraţie de 0,075%, în timp ce în castraveţi s-a acumulat, în principal acidul malic (0,240%), iar acidul citric a reprezentat doar 0,020% (Souci ş.a., 1981). Pratt (1971) a constatat că pepenii verzi nu conţin acid citric.

Conţinutul în vitamine al legumelor cucurbitacee este reprezentat de o paletă destul de largă (*Tabelul 2.2*).

Din datele prezentate în *tabelul 2.2* se remarcă pepenii verzi care au un conţinut relativ scăzut de acid ascorbic şi pepenii galbeni cu un conţinut mare de acid ascorbic.

Aggelis ş.a. (1997) au analizat **modificarea culorii** pe parcursul procesului de maturare a fructelor provenite de la 7 soiuri de pepene galben. S-a constatat că pentru modificarea culorii este necesară expresia ARNm, pentru ACC oxidază (MEL1) şi fitoen sintază (MEL5),

Tabelul 2.2. **Conţinutul în vitamine al fructelor de cucurbitacee (mg/ 100 g) (după Souci ş.a., 1981)**

Specia	*Tiamină*	*Ribo-flavină*	*Pirido-xină*	*Nicotin-amidă*	*Acid folic*
Castraveţi	0,02	0,03	0,03	0,20	0,02
Pepeni galbeni	0,06	0,02	–	0,60	0,03
Pepeni verzi	0,05	0,05	–	0,15	–
Dovlecei	0,05	0,06	0,11	0,50	0,04

Specia	*Acid pantotenic*	*Acid ascorbic*	*Tocoferoli*	*Filochinonă*
Castraveţi	0,24	11	0,20	0,005
Pepeni galbeni	–	32	0,31	–
Pepeni verzi	–	6,0	–	–
Dovlecei	0,40	9,0	–	–

precum şi a două ARNm (MEL2 şi MEL7) cu funcţii necunoscute. Cinci soiuri şi-au modificat culoarea din verde în oranj, după 25–30 de zile de la înflorit, iar la două soiuri acest lucru s-a produs după 50 de zile de la înflorit.

Analiza conţinutului de pigmenţi din mezocarpul pepenilor galbeni a evidenţiat existenţa pigmenţilor clorofilieni în cantitate de 57,0 mg/100 g, dintre care 41,3 mg/100 g clorofilă *a* şi 15,7 mg/ 100 g clorofilă *b*. Conţinutul de pigmenţi carotenoizi a fost de 3,22 mg/ 100 g, iar raportul clorofilă/ caroteni a avut valoarea 17,72. În *figura 2.6*, se prezintă modificarea conţinutului în pigmenţi clorofilieni şi carotenoizi din pepenii galbeni, după Reid ş.a. (1970).

Analizele efectuate de Curl (1966) la pepenii galbeni au pus în evidenţă existenţa următorilor pigmenţi: carotenoizi total: 20,2 mg/ kg subst. proaspătă, dintre care: 84,7% β-caroten, 6,8% δ-caroten, 1,2% α-caroten, 2,4% fitofluen, 1,5% fitoen, 1,0% luteină, 0,9% violaxantină şi urme de alţi carotenoizi.

În cazul pepenilor verzi, culoarea caracteristică este determinată de prezenţa licopenului. Astfel, Tomes şi Johnson (1965) au analizat pigmenţii din 9 soiuri de pepene verde, constatând existenţa următoarelor cantităţi exprimate în mg/kg subst. proaspătă:

B.C.U. „M. EMINESCU" IAŞI
BIOLOGIE

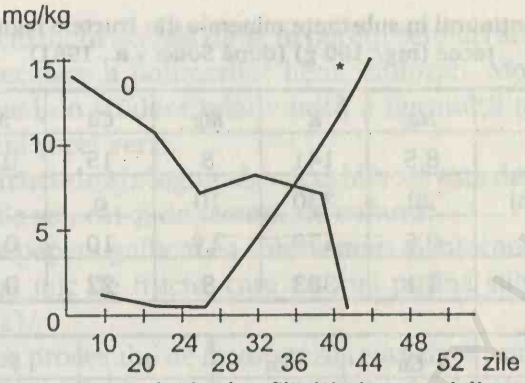

Fig. 2.6. Dinamica conţinutului în clorofilă (0) şi caroteni din pepenii galbeni (după Reid ş.a., 1970)

12,5–52,4 licopen; 0,8–2,9 fitofluen; 0,4–6,0 β-caroten; 0–2,2 ζ-caroten şi 0–0,7 γ-caroten.

Yu ş.a. (1996) au determinat **substanţele volatile** produse de fructele de castraveţi. Acestea sunt reprezentate în proporţia : 35,5% de butilacetat, 20,9% de 3-metilbutil acetat, 7,3% etil acetat, 5,6% 2-butil acetat şi 3,8% hexil acetat. Wang ş.a. (1996) au constatat că pepenii galbeni nematuraţi, din soiul Makdimon, au o concentraţie mai mare de alcool etilic, în timp ce fructele maturate produc cantităţi mai mari de etil acetat.

Wyllie ş.a. (1994) au identificat în pepenii galbeni 20 de compuşi volatili, incluzând esterii S-metilici ai acizilor etantioic, butantioic şi pentantioic. Aroma conţine 7 compuşi-cheie, dintre care 4 au în compoziţie sulf: S-metil tiobutanoat, 3-(metiltio)-propil acetat, 3-(metiltio)-propanal şi, probabil, dimetiltetrasulfid.

Shu ş.a. (1995) au identificat în extractele de pepene galben în izopentan 48 compuşi volatili, dintre care ponderea o deţin hexanolul (11,52%), cavicolul (11,33%), benzil alcoolul (3,54%) şi eugenolul (3,48%).

Sinteza fitoalexinelor, substanţe cu efect toxic asupra agenţilor patogeni, reprezintă principala cale de apărare activă a plantelor. Cercetările efectuate de Neuwly ş.a. (1995) au precizat că acidul salicilic, care constituie o substanţă semnal pentru sinteza acestor substanţe, este sintetizat în castraveţii inoculaţi cu *Pseudomonas lachrymans*, din fenilalanină şi acid benzoic.

Conţinutul în substanţe minerale din fructele legumelor cucurbitacee este prezentat în *tabelul 2.3.*

Tabelul 2.3. **Conţinutul în substanţe minerale din fructele legumelor cucurbitacee (mg/ 100 g) (după Souci ş.a., 1981)**

Specia	*Na*	*K*	*Mg*	*Ca*	*Mn*	*Fe*
Castraveţi	8,5	141	8	15	0,15	0,50
Pepeni galbeni	20	330	10	6	–	0,20
Pepeni verzi	0,5	158	2,9	10	0,10	0,40
Dovlecei	1,1	383	8	22	0,04	0,80

Specia	*Cu*	*Zn*	*P*	*F*	*Cl*
Castraveţi	0,09	0,16	23	0,02	37
Pepeni galbeni	–	–	21	–	–
Pepeni verzi	0,07	–	11	0,01	8
Dovlecei	0,08	0,20	44	–	18

Fructele plantelor cucurbitacee acumulează cantităţi mari de potasiu, calciu, fosfor, magneziu şi sodiu.

Concentraţia de calciu din pericarpul castraveţilor reprezintă cca 90% din calciul total. Conţinutul de calciu din pericarp este mai mare ca cel din endocarp şi scade rapid pe parcursul procesului de dezvoltare al fructelor (Engelkes ş.a., 1990). Conţinutul de calciu a fost influenţat de genotip, de condiţiile mediului din etapa târzie de dezvoltare şi este mai mare în ţesuturile fructelor în creştere.

Nitraţii se acumulează în cantităţi mai mari în castraveţi şi pepenii galbeni, în care conţinutul mediu poate varia între 100 şi 1 000 ppm. Fructele de castraveţi au avut conţinutul maxim de nitraţi în zona bazală (397 ppm) şi în ţesuturile externe (182 ppm), iar cele mai mici valori s-au determinat în zona centrală (55 ppm) şi apicală a fructelor (36 ppm).

Fermitatea fructelor scade pe parcursul procesului de maturare, în cazul pepenilor galbeni acest proces având loc după 25–40 de zile de la înflorit. Aggelis ş.a. (1997) au constatat că fructele la care a întârziat expresia ARNm pentru ACC-oxidază, scăderea fermităţii s-a produs mai târziu.

Diminuarea fermităţii fructelor se datoreşte procesului de biodegradare enzimatică la care sunt supuse substanţele pectice care alcătuiesc lamela mediană dintre celule şi care are drept rezultat creşterea solubilităţii, scăderea greutăţii moleculare şi pierderea rezi-

duurilor galactozil. În acelaşi timp, în pereţii celulari are loc scăderea greutăţii moleculare a polimerilor hemicelulozici. Modificările respective conduc la o scădere relativ mică a fermităţii ţesuturilor din pepenii galbeni şi cei verzi.

Calitatea fructelor la legumele cucurbitacee este dependentă atât de însuşirile de soi, cât şi de factorii de cultură.

Soiurile de pepeni galbeni cu frunze mari şi internoduri scurte au un număr mai mic de fructe, care au mai puţină substanţă uscată (Knavel, 1991).

Intensitatea procesului de fotosinteză reprezintă principalul factor intern, care determină acumularea substanţelor în plante şi implicit calitatea fructelor. Ca urmare, toţi factorii externi care influenţează fotosinteza, cum sunt: intensitatea luminoasă, temperatura, fertilizarea, irigarea etc., influenţează şi calitatea fructelor legumelor cucurbitacee, astfel:

- desimea plantelor influenţează acumularea substanţei uscate în organele vegetative şi în fructe. După Staub ş.a. (1992), desimea acceptabilă pentru castraveţi este de 15 plante/m^2;
- temperaturile ridicate din timpul nopţii reduc suprafaţa foliară, determină creşterea numărului de fructe de pe plante şi reduc calitatea acestora;
- numărul de fructe de pe o plantă este corelat negativ cu calitatea lor, respectiv cu substanţa uscată acumulată (Davis şi Schweers, 1971);
- irigarea solului la un potenţial hidric de –25 kPa a determinat obţinerea celei mai mari producţii de dovlecel, cu fructe de calitate comercială superioară (Stansell şi Smittle, 1969).

Seminţele se formează în urma fecundării ovulelor. Conţinutul de apă al seminţelor de pepene verde scade de la 91% la 42, în perioada cuprinsă între zilele a 10-a şi a 35-a de la înflorit, când se realizează conţinutul maxim de substanţă uscată. În continuare, conţinutul de apă scade lent la 35% după 50 de zile de la înflorit, pentru a creşte din nou la 43% după 65 de zile. Seminţele sunt germinabile la 25–30 de zile de la înflorit şi ating maximum de germinabilitate după 45 de zile. Welbaum şi Bradford (1989) au constatat că deshidratarea nu este necesară pentru ca seminţele să poată germina. După 25 de zile de la înflorit, acestea devin tolerante la deshidratarea rapidă, iar la deshidratarea seminţelor mature creşte potenţialul de germinare al acestora.

Hayebroek ş.a. (1993) au remarcat în extractul solubil din endospermul lichid al seminţelor de dovleac, o mare concentraţie de ent-kauren şi ent-kaurenol, care sunt precursorii giberelinelor, iar Lange ş.a. (1993) au studiat metabolizarea giberelinelor 12 şi 53. GA_{12} şi GA_{12} aldehidă au fost convertite în GA_{25}, GA_{13} GA_{39} ca produşi principali şi GA_4, GA_{34} ca produşi secundari, iar GA_{53} a fost metabolizată în principal în GA_{44}, GA_{19}, GA_{17}, GA_{23} şi GA_{28} ca produşi principali şi GA_{20}, GA_1, şi GA_8 ca produşi secundari.

Welbaum ş.a. (1990) au încercat să explice cauza pentru care seminţele de pepene galben pot germina cu 15–20 de zile înainte de maturarea fructului, dar ele nu pot germina în fruct unde au umiditate suficientă. Autorii presupun că acidul abscisic şi potenţialul osmotic se corelează liniar, astfel că la 10 mmol ABA corespunde – 0,5 MPa potenţial osmotic, care determină reducerea potenţialului de creştere a embrionului prin mecanisme diferite. Acidul abscisic stimulează creşterea turgescenţei minime pentru germinare, în timp ce potenţialul hidric coborât reduce turgescenţa prin scăderea conţinutului în apă al seminţei.

Lipidele de rezervă sunt depozitate în sferozomi sub formă de triacilgliceroli, în timpul formării seminţelor, o dată cu biosinteza oleozinelor.

Analizele efectuate de Olaofe ş.a. (1994) au relevat că seminţele de pepene verde conţin 23,7% proteine şi 50,6–55,41% lipide. Dintre elementele minerale predomină potasiul (965–1140 mg/ 100 g subst. proaspătă). Ele mai conţin cantităţi mari de calciu, magneziu, sodiu, mangan, fier şi cupru.

2.5. Fiziologia postrecoltă

Legumele cucurbitacee se recoltează în funcţie de specie fie înainte de maturitatea deplină (dovlecei, castraveţi), fie la maturitate deplină (pepeni galbeni şi pepeni verzi), gradul de maturitate influenţând intensitatea proceselor fiziologo-biochimice care au loc în perioada în postrecoltă.

Fructele plantelor cucurbitacee sunt sensibile la temperaturi coborâte, din această cauză păstrarea se face la temperaturi apropiate de 10°C. Astfel, castraveţii se păstrează la temperatura de 10°C pentru 1–2 săptămâni, deoarece la temperaturi coborâte se manifestă dereglările fiziologice la temperaturi critice, iar la temperaturi apropiate de 15°C se produce îngălbenirea acestora. Deprecierile ca-

uzate de temperaturile critice nu se manifestă în cazul în care expunerea fructelor s-a făcut o perioadă scurtă de timp. Astfel, castraveţii nu sunt afectaţi în cazul păstrării la temperatura de 0 °C timp de 2 zile, la 4,4 °C timp de 4 zile şi la 7,2 °C timp de 8 zile (Salunkhe şi Desai, 1984).

Pepenii galbeni din grupul reticulatus se pot păstra 14 zile la temperatura de 2–5 °C, cei din grupul inodorus se pot păstra trei săptămâni la temperatura de 7–10 °C, iar pepenii verzi se pot păstra 2–3 săptămâni la temperatura de 10–15 °C (Hardenburg ş.a., 1986).

Intensitatea procesului de respiraţie a fructelor provenite de la plantele legumicole cucurbitacee variază în funcţie de temperatură (*Tabelul 2.4*).

Cercetările efectuate în dinamică au dovedit că fructele castraveţilor sunt neclimacterice, în timp ce pepenii galbeni şi pepenii verzi sunt fructe climacterice, având un maximum respirator în perioada de maturare.

Creşterea temperaturii cu 10 °C între limitele 0 şi 10 °C determină intensificarea procesului de respiraţie în medie de 2,6 ori, iar între 10 şi 20 °C intensificarea este de 2,17 ori.

Sinteza etilenei este redusă în cazul castraveţilor, care degajă 0,4 ml/ kg/ oră. Alături de pepenii verzi, fructele de castraveţi sunt încadrate în categoria organelor cu degajare redusă de etilenă, pe când fructele de pepeni galbeni degajă cantităţi mai mari de etilenă, fiind încadrate în categoria celor cu degajare moderată de etilenă.

Pepenii galbeni, fiind fructe climacterice, se caracterizează prin intensificarea sintezei etilenei în perioada de maturare.

Tratarea pepenilor verzi cu etilenă în concentraţie de 50 ml/l produce deteriorarea rapidă a calităţii fructelor, înmuierea ţesutului placentar şi creşterea intensităţii procesului de respiraţie (Elkashif ş.a., 1989).

Senescenţa pepenilor galbeni din varietatea Clipper se caracterizează, după Lucan şi Baccou (1998), prin peroxidarea lipidelor de

Tabelul 2.4. **Intensitatea procesului de respiraţie a fructelor de cucurbitacee, la 5 niveluri de temperatură, mg CO_2/ kg/ oră**

Specia	*0 °C*	*5 °C*	*10 °C*	*15 °C*	*20 °C*
Castraveţi	3,6	5,9	8,8	14,2	20,8
Pepeni galbeni	3,6	6,2	10,2	14,8	20,4

către radicalii liberi, descompunerea fosfolipidelor membranale şi scăderea conţinutului de antioxidanţi, care determină creşterea permeabilităţii membranelor plasmatice. În acelaşi timp, două enzime implicate în protecţia antioxidativă: superoxiddismutaza şi catalaza inhibă realizarea acestui proces.

2.6. Dereglările fiziologice ale fructelor de cucurbitacee

Dereglările fiziologice cauzate de temperaturile critice. Expunerea fructelor provenite de la legumele cucurbitacee la temperaturi apropiate de 0 °C determină deprecierea calitativă a acestora manifestată prin apariţia pe suprafaţa epicarpului a unor pete uşor depresate şi uneori brunificate. Risse ş.a. (1990) au constatat că pepenii verzi sunt sensibili la temperaturi mai mici de 7 °C, dar sensibilitatea reprezintă o însuşire de soi. Astfel, soiul Mindilee este mai rezistent la acţiunea temperaturilor critice comparativ cu celelalte soiuri analizate.

După Lyon şi Raison (1970), la temperaturile critice lipidele membranale, care au un grad mai mare de saturare, suferă o modificare de la faza de sol la cea de gel. Aceasta are drept urmare scăderea permeabilităţii membranelor mitocondriale, inhibarea ciclului respirator Krebs şi blocarea sintezei ATP-ului. Excesul de ADP stimulează ciclul glicolitic, în care se formează acidul piruvic. Acesta se biodegradează în citoplasmă, pe cale anaerobă, rezultând aldehidă acetică şi alcool etilic, care au efect toxic asupra celulelor producând moartea lor, brunificarea şi deshidratarea în final, petele căpătând aspectul depresat.

Parkin (1994) a constatat că temperaturile coborâte determină degradarea lipidelor celulare din castraveţi, eliberarea acizilor graşi, scăderea conţinutului de acizi graşi nesaturaţi şi acumularea produselor finale ale peroxidării lipidelor.

Purvis şi Shewfelt (1995) consideră că dereglările fiziologice cauzate de temperaturile critice se pot datora acţiunii formelor active de oxigen (ex. superoxid), asupra constituenţilor celulari, când sistemul de apărare împotriva acţiunii acestora este compromis.

Moynihan ş.a. (1995) au observat creşterea intensităţii respiraţiei alternative a castraveţilor expuşi 8 ore la temperaturi critice (8 °C). Acest proces determină producerea unei cantităţi mai mari de ener-

gie calorică, care ar putea contribui la aclimatizarea la temperaturile critice.

Cercetările efectuate de Burzo ş.a. (1992) au evidenţiat faptul că expunerea castraveţilor timp de 12–14 zile la temperaturi cuprinse între 0 şi 6 °C nu au generat modificări semnificative ale pH-ului, substanţei uscate solubile, acidităţii titrabile şi ale conţinutului în pigmenţi.

Moynihan ş.a. (1995) au remarcat creşterea intensităţii respiraţiei alternative a castraveţilor expuşi 8 ore la temperaturi critice (8 °C). Acest proces determină producerea unei cantităţi mai mari de energie calorică, care ar putea contribui la aclimatizarea acestor fructe la temperaturile critice.

Cabrera şi Saiveit (1990) au precizat că păstrarea fructelor de castraveţi la temperatura de 2,5 °C timp de 6 zile, a determinat apariţia petelor caracteristice pentru această dereglare fiziologică. Încălzirea fructelor menţionate la temperatura de 12,5 °C, după 3 zile de păstrare, a prevenit apariţia simptomelor caracteristice şi deprecierea calităţii. Dacă procesul de încălzire se repetă din 3 în 3 zile, se constată că etilena sintetizată creşte de la 12 nl/ kg/ oră la 201 nl/ kg/ oră la prima încălzire. La a doua încălzire creşterea este de la 53 ml/ kg/ oră la 98 nl/ kg/ oră, iar la a treia încălzire de la 53 nl la 55 nl/ kg/ oră. Întensitatea procesului de respiraţie creşte de 3 ori la prima încălzire şi de numai 2 ori la încălzirile următoare. Fructele păstrate la 12,5 °C au conţinut 0,09–0,34 nmol/ g acid ciclopropan-1-carboxilic, iar cele păstrate la 2,5 °C – 6,23 nmol ACC/ g ţesut.

Expunerea la temperatura de 37 °C a castraveţilor înainte de depozitarea la 2,5 °C a sporit rezistenţa la apariţia dereglărilor fiziologice. Temperaturile ridicate au indus după 5 ore, biosinteza a 5 proteine de şoc termic cu greutatea moleculară de 25, 38, 50, 70 şi 80 kDa. Concomitent, s-a constatat diminuarea conţinutului în 3 proteine cu greutatea moleculară de 14,17 şi 43 kDa. Lafuente ş.a. (1991) consideră că sinteza acestor proteine de şoc termic poate fi cauza creşterii rezistenţei castraveţilor la temperaturile critice.

În cazul pepenilor, dereglarea fiziologică se manifestă prin maturarea anormală şi, în special, prin lipsa aromei. Într-un stadiu mai avansat, pe suprafaţa pericarpului se formează pete depresate, de culoare gri-închis-brună, a căror suprafaţă se extinde treptat. Fermitatea ţesuturilor din aceste zone scade şi ele pot fi uşor invadate de ciupercile parazite.

Simptomele caracteristice ale acestei dereglări fiziologice se manifestă după 1–2 săptămâni de păstrare a pepenilor verzi, la temperatura de 0–1 °C (Pratella, 1987).

BIBLIOGRAFIE

Abeles, F.B. ş.a. – Plant Physiol., 1989, 91, 1609–1612.

Aggelis, A. ş.a. – J. Exp. Bot., 1997, 48, 769–778.

Al-Harbi, A.R. – J. Plant Nutr., 1995, 18, 1403–1416.

Ali, N. ş.a. – Hort Sci., 1991, 26, 1076–1077.

Aoki, M., Yabuki, K. – Agr. Meteorol., 1977, 18, 475–485.

Atsmond, D. – Ann. Bot., 1968, 32, 877–882.

Ballachandran, S. – Proc. Natl., Acad. Sci. USA, 1997, 94, 14150–14155.

Barrett, H.J., Amling, H.J. – Hort Sci., 1987, 13, 545–547.

Beewers, L. ş.a. – Plant Physiol., 1963, 38, 675.

Bertoni, G.P., Becker, W.M. – Plant Physiol., 1996, 112, 599–605.

Bewley, J.D., Black, M. – Physiology and Biochemistry of Seeds., Berlin, Heidelberg, New York, vol. I, 1978.

Bhella, H.S., Wilcox, G.E. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1989, 114, 606–610.

Bostwick, D.E. ş.a. – Plant Cell., 1992, 4, 1539–1548.

Boyer, J.S. – Crop Sci., 1971, 11, 403–407.

Bunkelmann, J.R., Trelease, R.N. – Plant Physiol., 1996, 110, 589–598.

Burke, J.J., Oliver, M.J. – Plant Physiol., 1993, 102, 295–302.

Burzo, I. – Fiziologia şi tehnologia păstrării produselor horticole, Bucureşti, 1986.

Cabrera, R.M., Saltveit, M.E.Jr. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1990, 105, 256–261.

Canny, M.J. – În Encyclopedia of Plant Physiol., vol. I, Berlin, Heidelberg, New York, 1975.

Cantliffe, D.J. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1981, 106, 133–136.

Chrominski, A. şi *Kopcewicz, J.* – Z. Pflanzenphysiol, 1972, 68, 184–198.

Clark, A.M. ş.a. – Plant J., 1997, 12, 49–61.

Cohen, L. ş.a. – Plant Physiol., 1991, 95, 77–81.

Crawford, T.W. ş.a. – J. Am. Soc., Hort. Sci. 1989, 114, 300–306.

Croxdale, J.G., Omasa K. – Plant Physiol., 1990, 93, 1078–1082.

Curl, A.L. – J. Food Sci.,1966, 31, 759.

Dan, J., Thakur, S. – Astan J. Chem., 1995, 7, 381–388.

Dannenhoffer, J.M. ş.a. – Planta, 1997, 201, 405–414.
Davis, R.M. Jr., Schweers, V.H. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1971, 92, 213–217.
Decoteau, D.R., Friend, H.H. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1991, 116, 512–515.
Denna, D.W. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1973, 98, 602–604.
Doug, J.Z., Jia, S.R. – Plant Cell Repr., 1991, 9, 559–562.
Drew, M.C. ş.a. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1990, 115, 472–477.
Dunlop, J.R., Robacher, K.M. – Plant Physiol., 1990, 94, 870–874.
Dunlop, J.R. ş.a. – Plant Growth Regul., 1996, 19, 45–54.
Eguchi, H., Koutaki, M. – Biotronics., 1986, 15, 45–54.
Elkashif, M.E. ş.a. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1989, 114, 81–85.
Engelkes, C.A. ş.a. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1990, 115, 555–558.
Ferguso, C.H.R., Simon, E.W. – J. Exp. Bot., 1973, 24, 307–317.
Feussner, I. ş.a. – Planta, 1996, 199, 288–293.
Fodor, F. ş.a. – J. Plant Nutr., 1998, 21, 1363–1373.
Folster, E. – Acta Hortic., 1974, 39, 153–159.
Franco, J.A. ş.a. – Hort Sci., 1997, 32, 642–644.
Gross, K.C., Pharr, D.M. – Plant Physiol., 1982, 69, 117–121.
Grumet, R., Duval, R. – Hort Sci., 1993, 28, 847–849.
Hall, A.J., Brady, C.J. – Aust. J. Plant Physiol., 1977, 4, 771–783.
Hardenburg, R.E. ş.a. – USDA–ARS Handbook., 1987, 66, 166 p.
Hardman, E.E., Crombie, W.M. – J. Exp. Bot., 1958, 9, 239.
Haritatos, E. ş.a. – Planta, 1996, 198, 614–622.
Hayebroek, J.P. ş.a. – J. Plant Growth Regul., 1993, 12, 109–115.
Hemphill, D.D. ş.a. – Planta, 1972, 103, 241–248.
Heslop-Harrison, J. – În Plant Physiology, vol. 6 C. Steward edit. Londra, New York, 1972.
Hetherington, S.E. ş.a. – Plant Physiol., 1989, 90, 1609–1615.
Heuer, B. J. – Plant Nutr., 1991, 14, 363–373.
Ho, L.C., Adams, P. – Ann. Bot., 1994, 73, 539–545.
Hock, B. – Planta, 1970, 93, 26–38.
Hodgson, R.A.J., Raison, J.K. – Planta, 1991, 185, 215–219.
Hohne, M. ş.a. – Eur. J. Biochem., 1996, 241, 6–11.
Hopkinson, J.M. – J. Exp. Bot., 1964, 15, 125–137.
Hopkinson, J.M. – J. Exp. Bot., 1966, 17, 762–770.

Horie, T. ş.a. – Proc. Kon. Nederl. Akad. Wetenschapp., 82 C, 1979, 433–479.

Hubbard, N.L. ş.a. – Plant Physiol., 1989, 91, 1527–1534.

Hubbard, N.L. ş.a. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1990, 115, 798–802.

Ito, H., Saito, T. – Tohoku J. Agric. Res., 1960, 11, 287–308.

Jackson,C.K., Hall, J.L. – Ann. Bot., 1993, 72, 193–204.

Jkolov, V., Kurdina, B. – Izv. TSHA, 1973, 4, 130.

Joner, E.J., Jakobsen, I. – Soil Biol. Biochem., 1995, 27, 153–1159.

Kamachi, S. ş.a. – Plant Cell Physiol., 1997, 38, 1197–1207.

Karvouni, Z. ş.a. – Plant Mol. Biol., 1995, 27, 1153–1162.

Knavel, D.E. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1991, 116, 926–929.

Kramer, P.J. – Plant Physiol., 1940, 15, 63–79.

Kramer, G.F. ş.a. – Phytochemistry, 1991, 30, 2101–2108.

Krizek, D.T. ş.a. – J. Plant Nutr., 1997, 20, 613–623.

Krug, H., Liebig, H.P. – Acta Hortic., 1980, 118, 83–94.

Krug, H. – Gemuseproduktion, Berlin, 1991.

Kuroda, H. ş.a. – Biochem. Biophys. Res. Commun., 1995, 210, 310–316.

Lacan, D., Baccou, J.C. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1996, 121, 554–558.

Lafuente, M.F. ş.a. – Plant Physiol., 1991, 95, 443–449.

Lange, T. ş.a. – Planta, 1993, 189, 350–358.

Langevin, D. – How to Grow World Class Giant Pumpkins. Annedawn Publ., 1993.

Le Deunff, E. ş.a. – Sexual Plant Reproduction, 1993, 6, 139–146.

Lehman, M.E. ş.a. – J. Chem. Ecol., 1994, 20, 1773–1782.

Lester, G. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1990, 115, 274–277.

Le-Van, H. ş.a. – Plant Physiol., 1994, 106, 971–976.

Libal-Weksler, Y. ş.a. – Plant Physiol., 1997, 113, 59–63.

Lin, L.S., Varner, J.E. – Plant Physiol., 1991, 96, 159–165.

Linge, S.E., Dunlop, J.R. – J. Plant Growth Regul., 1991, 10, 167–171.

Lorenz, O.A., Maynard, D.N. – Knott' s Hanbook for Vegetable Growers. New York, 1980.

Lower, R.L. ş.a. – Hort Sci., 1983, 18, 737–738.

Lucan,D., Baccou, J.C. – Planta, 1998, 204, 377–382.

Markus, D.J. ş.a. – Hort Sci., 1973, 8, 494.

Mancinelli, A.L., Tolkowsky, A. – Plant Physiol., 1968, 42, 333–337.

Marcelis, L.F.W. – J. Hort. Sci., 1992, 67, 457–464.

Marcelis, L.F.W. – Ann. Bot., 1992, 69, 487–492.

Marcelis, L.F.W. – Phisiol. Plant., 1993, 87, 321–328.

Masuda, T., Hayashi, K. – Sci. Rep. Fac. Agr. Okayama Univ., 1959, 14, 71.

McLaughlin, J.C., Smith, S.M. – Planta, 1994, 195, 22–28.

McQueen-Mason, S.J., Cosgrove, D.J. – Plant Physiol., 1995, 107, 87–100.

Meteliou-Cristou, S. ş.a. – J. Exp. Bot., 1990, 41.

Molotkovski, G. Kh. – Bull. Mosk. Obsch. Ispit. Prirodu., 1960, 65– 65–77.

Moynihan, M.R. ş.a. – Plant Physiol., 1995, 108, 995–999.

Nelson, J.M., Sharples, G.C. – Hort Sci., 1980, 15, 253–254.

Nepi, M. ş.a. – Ann. Bot., 1996, 78, 95–104.

NeSmith, D.S., Bridges, D.C. – Proc. Nat. Symp. Stand Estab. Hortic. Crops., 1992, 1, 15–22.

Neuwly, P. ş.a. – Plant Physiol., 1995, 109, 1107–1114.

Nienhuis, J. ş.a. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1983, 108, 1040–1043.

Nitsch, J.P. ş.a. – Am. J. Bot., 1952, 39, 32–43.

Oelmuller, R., Briggs, W.R. – Plant Physiol., 1990, 92, 434–439.

Ohtsuka, T. ş.a. – Plant Physiol., 1997, 113, 137–147.

Olaofe, O. ş.a. – J. Agric. Food Chem., 1994, 42, 878–881.

Parkin, K.L. – Food science. Univ. of Wisconsin. Madison, 1994.

Patron P. – Legumicultura, Chişinău, 1992, 5–465.

Penner, D., Ashton, F.M. – Plant Physiol., 1967, 42, 791–796.

Pharr, D.M. ş.a. – Plant Physiol., 1985, 77, 104–108.

Pratella, G.C. – Notiziario del CRIOF., 1978, 3, 27.

Purohit, G.S. – Hormonal Regulation of Plant Growth and Development, vol. 1, Dordrecht, Boston, Lancaster, 1985.

Purvis, A.C., Shewfelt, R.L. – Horticulture. Georgia Coastal Plant Exp. Sta. Tifton, 1995.

Rabotti, G. ş.a. – Plant Physiol., 1995, 107, 1195–1199.

Ranvala, A. P. ş.a. – Plant Physiol., 1991, 96, 881–886.

Ratchovski, G., Tanev, Z. – Mineral nutrition of Plants. Sofia, vol. V, 1988, 349–352.

Ratchovski, G. ş.a. – Mineral Nutrition of Plants. Sofia, vol. V, 1988, 345–348.

Risse, L.A. ş.a. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1990, 115, 440–449.

Rose, J.K.C. ş.a. – Proc. Natl. Acad. Sci., USA, 1997, 94, 5955–5960.

Rosobruchov, A.A. ş.a. – Biotronics, 1990, 19, 1–6.
Saltveit, M.E. – J. Exp. Bot., 1994, 45, 813–821.
Satoh, S. ş.a. – Plant cell Physiol., 1992, 33, 841–847.
Seaton, H.L., Kremer, J.C. – Proc. Am. Soc. Hort. Sci., 1938, 36, 627–631.
Seymour, G.B., McGlasson, W.B. – În Biochemistry of Fruit Ripening. Seymour, Taylor şi Tucker edit. Londra, 1993.
Shu, C.K. ş.a. – J. Essent. Oil Res., 1995, 7, 179–181.
Simandjuntak, V. ş.a. – J. Sci. Food Agric., 1996, 71, 282–290.
Simon, E.W. ş.a. – New Phytologist., 1976, 77, 301–311.
Song, C.P. ş.a. – J. Plant Growth Regul., 1998, 17, 95–99.
Souci, S.W. ş.a. – Die susammensetzung der Lebensmittel. Stuttgart, 1981.
Stansell, J.R., Smittle, D.A. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1969, 114, 196–199.
Staub, J.E. ş.a. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1992, 117, 48–53.
Stoyanova ş.a. – Mineral Nutrition of Plants. Sofia, vol. IV, 1984, 229–232.
Sundar-Rao, K. ş.a. – J. Agric. Food. Chem., 1990, 38, 2137–2139.
Sze, H., Ashton, F.M. – Phytochemistry, 1971, 10, 2935–2942.
Tabata, M. ş.a. – J. Natural Products-Loidia, 1993, vol. 56, 165–176.
Tachibana, S. – J. Jap. Soc. Hort. Sci., 1987, 55, 461–467.
Taiz, L., Honigman, W.A. – Plant Physiol., 1976, 58, 380–386.
Tanaka, Y. ş.a. – Plant Cell Physiol., 1993, 34, 465–472.
Terashima, D. ş.a. – Planta, 1994, 193, 300–306.
Tomes, M.L., Johnson, K.W. – Proc. Am. Soc. Hort. Sci., 1965, 87, 438.
Trebitsh, T. ş.a. – Plant Physiol., 1997, 113, 987–997.
Tsurusaki, K. ş.a. – Jap. Soc. Plant Physiol., 1997, 38, 352–356.
Turgeon, R., Webb, J.A. – Planta, 1975, 123, 53–62.
Tyankova, L. ş.a. – Mineral Nutrition of plants. Sofia, vol. IV, 1984, 87–90.
Vidaver, W., Hsiao, A.I. – Can. J. Bot., 1972, 50, 687–689.
Volk, G.M. ş.a. – Planta, 1996, 199, 425–432.
Wakabayashi, K. ş.a. – Plant Physiol., 1991, 95, 1070–1076.
Walk, R.A., Hock, B. – Planta, 1972, 129, 27–32.
Wang, Y. ş.a. – J. Agric. Food Chem., 1996, 44, 210–216.
Welbaum, G.E., Bradford, K.J. – J. Exp. Bot., 1989, 40, 1355–1362.
Welbaum, G.E. ş.a. – Plant Physiol., 1990, 92, 1029–1037.
Welbaum, G.E. ş.a. – J. Exp. Bot., 1995, 46, 391–400.

Welbaum, G.E. – Horticulture. Virginia Polytechnic Institute, Blacksburg, 1995.

Widders, I.E., Price, H.C. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1989, 114, 751–755.

Wien, H.C. – The physiology of vegetable crops. Wallingford, 1997.

Willie, S.G. ş.a. – Sulfur Compounds in Foods., 1994, vol. 564, 36–48.

Wimmer, B. ş.a. – Proc. Natl. Acad. Sci., USA, 1997, 94, 13529–13624.

Wise, R.R., Naylor, A.W. – Plant Physiol., 1987, 83, 272–277.

Wyllie, S.G. ş.a. – ACS-Symp. Ser. Am. Chem. Soc., 1994, 36–48.

Yamamoto, M. ş.a. – Plant Cell Physiol., 1995, 36, 591–596.

Yamauchi, Y. ş.a. – Plant Cell Physiol., 1996, 37, 279–284.

Yoshida, S., Eguchi. H. – Biotronics., 1990, 19, 121–127.

Yu, J.Q., Matsui, Y. – J. Chem. Ecol., 1997, 23, 817–827.

Yu, L. ş.a. – Hort Sci., 1996, 31, 643.

Zanoski, V., Toma, C. – Morfologia şi anatomia plantelor cultivate, Bucureşti, 1985.

Zocchi, G., Cocucci, S. – Plant Physiol., 1990, 92, 908–911.

BCU IAŞI CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Capitolul 3
Fiziologia legumelor din grupa verzei

Legumele din grupa verzei sunt reprezentate de: *Brassica oleracea* L. var. *capitata* L. (varză), *Brassica oleracea* L. var. *gemmifera D.C.* (varza de Bruxelles), *Brassica oleracea* L. var. *botrytis* L. subvar. *cauliflora D.C.* (conopida), *Brassica oleracea* L. var. *gongyloides* L. (gulia), *Brassica pekinensis* (Lour.) Rupr. (varza chinezească) şi *Brassica oleracea* L. var. *sabauda* L. (varza creaţă), *Brassica oleracea* L.var. *acephala D.C.* (varza pentru frunze), *Brassica oleracea* L.var. *botrytis* L. subvar. *cymosa* Lam. (broccoli).

3.1. Fiziologia procesului de germinare

Seminţele plantelor din grupa verzei sunt în general mici, având masa medie de 4,20 mg.

Substanţele de rezervă din seminţele legumelor din grupa verzei sunt constituite, în principal, din lipide şi proteine, care-s depozitate în cotiledoane. Proteinele de rezervă sunt reprezentate de globuline, respectiv, de vicilină şi legumină. După Earle şi Jones (1962), seminţele de varză conţin 38% lipide şi 28% proteine, iar după Tolgyesi şi Major (1976) – 32–35% lipide şi 30–33% protide.

Iniţial cotiledoanele sunt bombate, pentru ca, pe măsură ce embrionul creşte, să devină aplatizate şi fotosintetizante.

Intensitatea procesului de respiraţie a seminţelor de varză în faza de dormanţă este mică, având valoarea medie de 0,06 mg CO_2/kg/oră.

Seminţele uscate au structura membranelor plasmatice alterată, ceea ce favorizează ca, după semănat, substanţele solubile din celulele seminţelor să difuzeze în soluţia solului. Pierderea compuşilor

solubili din celulele seminţelor generează scăderea capacităţii de germinare a acestora. Gradul de alterare a celulelor din seminţele de varză a fost apreciat de Taylor ş.a. (1993), prin măsurarea cantităţii de sinapin difuzată din seminţe, în apa în care se face imbibiţia acestora, al cărui pH a fost adus la 10. Rezultatele au fost apreciate în funcţie de densitatea optică a apei de imbibiţie, măsurată la lungimea de undă de 330 nm. Aceeaşi metodă a fost utilizată de Hill ş.a. (1988), dar determinările s-au făcut la lungimea de undă de 388 nm. După 8 ore de imbibiţie, cantitatea de sinapin din seminţele neviabile a fost mai mare de 26 ori comparativ cu cele viabile, în timp ce conţinutul de electroliţi a crescut doar de 4 ori.

Pătrunderea apei în seminţe şi hidratarea coloizilor celulari constituie un proces care se desfăşoară în trei etape. În prima etapă, care durează până la 6 ore, are loc creşterea rapidă a umidităţii seminţelor până la 35–45%. Urmează o fază de stagnare a creşterii umidităţii, care durează cca 18 ore, după care are loc creşterea lentă a umidităţii seminţelor, până la aproximativ 90%. Procesul de imbibiţie are loc atât în seminţele vii, cât şi în cele moarte, în timp ce procesul de creştere are loc numai în celulele din seminţele vii. Viabilitatea seminţelor poate fi pusă în evidenţă cu ajutorul testului de colorare cu clorură de 2,3,5-trifenil tetrazoliu.

În timpul procesului de imbibiţie, seminţele de varză generează o presiune de 157 mN după cca 11 ore. Presiunea exercitată este de 241 kPa, iar energia conţinută – 111 J/ sămânţă (Taylor şi Ten Broek, 1988).

Viteza de germinare a seminţelor de la plantele din grupa verzei este dependentă de temperatură şi de umiditatea solului.

Temperatura necesară pentru germinarea seminţelor plantelor din grupa verzei este prezentată în *tabelul 3.1.*

Umiditatea solului reprezintă cel de-al doilea factor important care influenţează procesul de germinare. Excesul de apă limitează accesul oxigenului şi creează condiţii de anaerobioză ce constituie un factor negativ pentru etapa a II-a şi a III-a a germinării. Seceta împiedică acumularea umidităţii suficiente în seminţe pentru a continua procesul de germinare, iar faza a III-a, în care are loc extensia celulelor, este foarte sensibilă la lipsa apei.

În procesul de germinare a seminţelor are loc hidroliza substanţelor de rezervă, care sunt utilizate pentru producerea de substanţe necesare creşterii embrionului şi producerii de energie biochimică utilizată în procesele de biosinteză.

Tabelul 3.1. **Temperatura necesară pentru germinarea seminţelor şi suma grade/zi necesară pentru răsăritul plantelor din grupa verzei (după Wien, 1997)**

Specia	*Temperatura minimă, °C*	*Limitele temp. de germinare, °C*	*Suma grade/zile pentru răsărit*
Varză	1	3 – 17	106
Varză creaţă	1,9	3 – 17	95
Varză pt. frunze	1,2	3 – 17	103
Varza de Bruxelles	1,1	3 – 17	108
Conopidă	1,3	3 – 17	112

Creşterea plantulelor din grupa verzei este epigee, cotiledoanele fiind împinse la suprafaţa solului prin alungirea axei hipocotile. Creşterea hipocotilului este inhibată printr-un proces de fotoinhibiţie. Nutriţia plantulelor este mixotrofă până în momentul în care plantula are minimum trei frunze.

Creşterea şi maturarea legumelor din grupa menţionată poate fi divizată în trei perioade: *juvenilă, de maturitate* şi *generativă.*

Perioada juvenilă se caracterizează prin creşteri vegetative intense, corelate cu valoarea temperaturii, umiditatea solului şi cu gradul de aprovizionare al plantelor cu substanţe minerale. La temperaturi suboptimale şi în condiţiile unei aprovizionări necorespunzătoare cu apă şi substanţe minerale, creşterea frunzelor este inhibată. În această perioadă factorii ambianţi nu pot să determine inducţia florală.

Perioada de maturitate se caracterizează prin realizarea capacităţii de transformare a meristemului vegetativ în meristem floral, sub influenţa factorilor inductivi. Valorile optime ale factorilor inductivi diferă de cele care determină creşterile vegetative intense şi din această cauză între cele două procese există o corelaţie negativă.

Perioada generativă se caracterizează prin formarea inflorescenţelor şi a seminţelor.

3.2. Procesul de creştere al legumelor din grupa verzei

Faza juvenilă se desfăşoară atât pe parcursul perioadei de obţinere a răsadului, cât şi după plantarea acestuia în câmp. Magnifico ş.a. (1980) au constatat că răsadurile mari de broccoli au o producţie mai mare şi mai timpurie comparativ cu răsadurile mai mici. Rezultate similare au fost obţinute şi în cazul răsadurilor de conopidă.

În perioada juvenilă rezistenţa la temperaturi coborâte a plantulelor de varză variază în funcţie de specie, soi şi de aclimatizarea acestora. Plantulele expuse la temperatura de 5 °C au rezistat la –6 °C, toleranţa acestora a crescut pe măsură ce durata de expunere s-a mărit până la 10 zile. În perioada de aclimatizare s-a constatat acumularea în frunze a zaharozei, glucozei, fructozei şi a mioinozitolului, a căror concentraţie a fost corelată direct cu rezistenţa la îngheţ (Sasaki ş.a., 1996).

Rădăcina plantelor din grupa verzei este pivotantă, mult ramificată, având lungimea de până la 150 cm. Rădăcinile active se găsesc în stratul de sol la adâncimea de 40–50 cm. Fac excepţie ridichile, la care partea superioară a rădăcinii şi axa hipocotilă a tulpinii se tuberizează (Zanoschi şi Toma, 1985).

Rizosfera conţine, după Amewowor şi Amelin (1991), plasmodii, amoebe, ciliate, nematozi, bacterii şi ciuperci, care solubilizează sau biodegradează substanţele din sol, favorizând nutriţia plantelor din grupa verzei.

Compoziţia chimică a solului determină variaţii mai mari ale compoziţiei rădăcinii şi mai mici ale celorlalte organe. Astfel, Rousos ş.a. (1989) au cultivat varză albă în soluţii cu concentraţii de cupru variind între 1,2 şi 2,5 mg/ l. După 14–22 de zile rădăcina s-a îngălbenit, vârful s-a brunificat, dar s-a mărit numărul ramificaţiilor laterale. Concentraţia de cupru din rădăcină creşte de 300 de ori (3 000 μg/ g) faţă de martor, în timp ce concentraţia din tulpină înregistrează o creştere nesemnificativă (13 μg/ g) şi nu ajunge la valoarea critică care ar putea influenţa negativ producţia. În aceste condiţii s-a constatat scăderea concentraţiei clorofilei şi a raportului clorofilă *a*/ *b*, fără a fi afectată valoarea raportului dintre greutatea frunzelor/ unitatea de suprafaţă şi intensitatea transpiraţiei, respiraţiei şi fotosintezei.

Rădăcinile plantelor din această grupă extrag din sol cantităţi mai mari de sulf, pe care îl utilizează pentru sinteza compuşilor volatili. Takahashi ş.a. (1997) au studiat reglarea procesului de absorbţie a sulfului de către *Arabidopsis*, care face parte din aceeaşi familie. S-a pus în evidenţă genele care codifică transportorul proteic pentru sulf–proton/sulfat cotransport (AST68), pentru APS reductază (APR1) şi pentru acetil transferază (SAT1). Se apreciază că transportorul AST68 joacă un rol central în reglarea procesului de asimilare a sulfului.

Fukuoka ş.a. (1996) au constatat că intensitatea procesului de respiraţie a rădăcinii a fost influenţată de umbrire, defoliere, fotoperioadă, temperatura solului şi de irigaţii şi este strâns corelată cu capacitatea de transplantare. Intensitatea respiratorie mai mare a rădăcinilor este corelată cu o vigoare mai mare a acestora.

Tulpina plantelor din grupa verzei este scurtă, groasă şi lignificată la exterior. Face excepţie tulpina guliilor care este metamorfozată, în parenchimul cortical depozitându-se substanţele de rezervă. Dintre acestea Souci ş.a. (1981) menţionează următoarele:

Glucide	3,3 – 5,6 %
Proteine	1,6 – 2,3 %
Lipide	3,3 – 5,6 %
Apă	90,0 – 92,7 %
Valoare energetică	110,95 kJ/ 100 g.

Glucidele solubile din gulii sunt reprezentate de glucoză (1,40 %), fructoză (1,23 %) şi zaharoză (1,29 %), iar dintre acizii organici predomină acidul citric (155 mg/ 100 g) şi acidul oxalic (1,4 mg/ 100 g subst. proaspătă).

Cu excepţia acidului ascorbic, conţinutul în vitamine al guliilor este relativ scăzut, aşa după cum rezultă din datele publicate de Souci ş.a. (1981):

Tiamină	0,03 – 0,06 mg/ 100 g
Riboflavină	0,03 – 0,06 "
Nicotinamidă	1,04 – 2,62 "
Acid pantotenic	0,10 "
Piridoxină	0,10 – 0,14 "
Acid ascorbic	41,0 – 92,0 "
Dintre elementele minerale predomină :	
Potasiul	340,0 – 500,0 mg/ 100 g
Calciul	43,0 – 90,0 "
Fosforul	44,2 – 55,0 "
Magneziul	32,0 – 48,0 "
Sodiul	10,0 – 56,0 "

Frunzele plantelor din grupa verzei sunt simple, cu limbul aproape circular, şi cu peţiolul având lungimi variabile, în funcţie de specie. Frunzele acoperă mugurul terminal, formând o căpăţână, în cazul verzei, şi învelesc parţial inflorescenţa la conopidă şi broccoli.

Varza din soiul de Buzău are un număr relativ scăzut de stomate. Frunzele exterioare au avut pe 1 mm^2 între 27 stomate pe epiderma superioară şi 50 pe cea inferioară. Frunzele interioare au avut 19 sto-

mate pe epiderma superioară şi 30 pe cea inferioară. Suprafaţa frunzelor este acoperită cu o cuticulă a cărei grosime variază la frunzele exterioare între 0,035 mm pe epiderma superioară şi 0,05 mm pe cea inferioară (Alexe ş.a., 1990).

Latimer şi Severson (1997) au constatat că cerurile de pe suprafaţa frunzelor de broccoli, varietatea Green Duke conţin acizi graşi cu 29 atomi de carbon: nonacosan, nonacosan-15-ol şi nonacosan-15-onă.

Analizele efectuate de Pyee ş.a. (1994) au precizat că cerurile de pe suprafaţa frunzelor de broccoli conţin şi molecule de proteine cu greutatea de 9 kDa. Expresia genei wax9, care codifică această proteină are un maxim în timpul biosintezei cerurilor, când frunzele au ajuns la dimensiunea lor normală. Ca urmare, cADN specific pentru această proteină a fost identificat în frunze, tulpini şi mugurii florali, în proporţie redusă în flori şi lipseşte în rădăcini. Frunzele tinere conţin 50% din AND-ul specific pentru aceste proteine, frunzele bătrâne – numai 4%.

Indicele suprafeţei foliare, respectiv raportul dintre suprafaţa frunzelor şi proiecţia acestora pe suprafaţa solului, constituie 5 m^2/ m^2 (Krug, 1991).

Pigmenţii din frunzele plantelor din grupa verzei sunt reprezentaţi, în principal, de clorofile şi caroteni.

Conţinutul în clorofilă totală al frunzelor de varză, soiul de Buzău variază cu poziţia frunzei în căpăţână şi momentul recoltării. Astfel, frunzele exterioare ale verzei recoltate timpuriu au un conţinut de clorofilă de 164,8 mg/ 100 g, cele mijlocii – de 17,35 mg/ 100 g şi cele interioare – de 0,70 mg/ 100 g. Varza maturată are un conţinut mai mic de clorofilă, respectiv, 58,43 mg/ 100 g în frunzele exterioare, 2,08 mg 100 g în cele intermediare şi 0,69 mg/ 100 g în cele din interiorul căpăţânii.

Conţinutul în pigmenţi carotenoizi are o dinamică similară. Frunzele exterioare ale verzei recoltate timpuriu au un conţinut de 30,4 mg/ 100 g, frunzele intermediare – 3,29 mg/ 100 g, iar cele interioare – 0 mg/ 100 g. Frunzele similare din varza recoltată la maturitate au avut un conţinut de pigmenţi carotenoizi de 11,67, 0,20 şi, respectiv, 0 mg/ 100 g substanţă proaspătă.

Raportul clorofilă *a/b* are valoarea maximă la începutul procesului de sinteză a pigmenţilor clorofilieni, după care scade rapid, apoi mai lent (Diepenbrock şi Geisler, 1978).

Heaton ş.a. (1996) au constatat că pigmenţii clorofilieni din frunzele de varză se biodegradează în feofitină *a* şi *b*, care sunt convertite în feoforbid *a* şi *b* de culoare gri-brună. Autorii consideră că brunificarea frunzelor de varză se datoreşte înlocuirii magneziului din molecula de clorofilă cu hidrogenul din acizii organici, iar transformarea feofitinei în feoforbide este o reacţie catalizată enzimatic, probabil de clorofilaze.

Nielsen ş.a. (1993) au identificat, pentru prima dată în frunzele de varză, izoflavanol glicozizii. Aceştia sunt derivaţi ai:

- kampferol-3-O-β-D-soforozid-7-O-β-D-glucozid acetat la C 2‴ cu acidul cafeic, acidul p-cumaric sau cu acidul ferulic;
- quercetin-3-O-β-D-soforozid-7-O-β-D-glucozid acetat cu acidul cafeic sau ferulic;
- kampferol-D-(2-sinapoil soforozid)-7-O-β-D-glucozid;
- kampferol-3-O-β-D-(sinapoilsoforozid)-7-O-β-D-glucozid.

În frunzele de varză roşie se biosintetizează cianidin 3-soforozid-5-glucozid acilat cu acid p-cumaric şi ferulic (Harborn, 1962).

Intensitatea procesului de fotosinteză a frunzelor de varză timpurie variază în funcţie de vârsta acestora. Astfel, frunzele exterioare mai în vârstă au o intensitate fotosintetică mai mică: 15,77 μmol/m^2/s. Intensitatea acestui proces creşte în cazul frunzelor intermediare (18,14 μmol/m^2/s) şi scade în cazul celor interioare (13,23 μmol/m^2/s).

În faza de creştere vegetativă, frunzele exterioare de la plantele de broccoli au o intensitate fotosintetică de 17,48 μmol/m^2/s, iar cele situate spre interior: 10,88 μmol/m^2/s.

Intensitatea procesului de respiraţie a frunzelor de varză variază în funcţie de vârsta frunzelor. Cercetările efectuate la soiul de Buzău au evidenţiat că intensitatea procesului de respiraţie a frunzelor exterioare este: 24,9 mg CO_2/ kg/ oră, la cele intermediare: 28,8 mg CO_2/kg/ oră şi la cele interioare: 47,8 mg CO_2/ kg/ oră. Se remarcă faptul că frunzele tinere din mijlocul căpăţânii au intensitatea procesului de respiraţie de 1,9 ori mai mare comparativ cu frunzele exterioare.

În urma analizelor efectuate la broccoli s-a relevat că cea mai mare intensitate a procesului de respiraţie s-a constatat la frunzele tinere: 722,5 mg CO_2/ kg/ oră. Intensitatea acestui proces scade la frunzele mature – 268,7 mg CO_2/ kg/ oră şi la tulpini – 141,5 mg CO_2/ kg/oră.

Tabelul 3.2. **Principalele componente chimice din legumele din grupa verzei (după Souci ş.a., 1981)**

Specia	*Valoarea energetică, kJ/ 100 g*	*Glucide solubile, %*	*Protide, %*
Varză albă	103,8	3,4 – 6,3	1,2 – 1,5
Varză roşie	114,0	3,9 – 5,0	1,4 – 1,7
Varză pt. frunze	192,1	4,0 – 6,0	3,9 – 4,9
Varză de Bruxelles	215,8	6,0 – 7,6	4,0 – 5,0
Varză chinezească	64,8	1,96	1,2

Specia	*Lipide, %*	*Apă, %*	*Substanţe minerale, %*
Varză albă	0,10 – 0,20	91,0 – 93,0	0,37 – 0,80
Varză roşie	0,10 – 0,20	91,5 – 92,4	0,67
Varză pt. frunze	0,6 – 1,3	80,5 – 86,6	1,70
Varză de Bruxelles	0,4 – 0,6	84,0 – 86,0	1,30 – 1,51
Varză chinezească	0,30	95,4	0,59 – 0,70

Intensitatea procesului de respiraţie a rădăcinilor este de 420,3 mg CO_2/ kg/ oră.

Frunzele legumelor din grupa verzei se caracterizează printr-un conţinut variat al componentelor chimice, în funcţie de specia cultivată (*Tabelul 3.2*).

Conţinutul în amidon al frunzelor de varză variază în funcţie de vîrsta frunzei, cel mai mare conţinut fiind determinat în frunzele din mijlocul căpăţânii. La nivelul unei frunze, conţinutul maxim de amidon a fost determinat în celulele de la baza limbului, iar conţinutul minim în cele din zona apicală a limbului (Alexe ş.a., 1990).

Varza albă acumulează o cantitate redusă de glucide solubile: 1,60% glucoză şi 2,02% fructoză, amidon (0,03%), celuloză (0,70%) şi substanţe pectice (1,09%). Principalul acid organic din frunzele de varză este acidul citric, a cărui cantitate medie este de 100 mg/ 100 g

Tabelul 3.3. **Conţinutul în vitamine al legumelor verzoase (mg/ 100 g) (după Souci ş.a., 1981)**

Specia	*Tiamină*	*Riboflavină*	*Piridoxină*	*Nicotinamidă*
Varză albă	0,05	0,04	0,11	0,32
Varză roşie	0,07	0,05	0,15	0,43
Varză pt. frunze	0,10	0,25	0,25	2,1
Varză de Bruxelles	0,11	0,14	0,28	0,67
Varză chinezească	0,03	0,04	–	0,40

Specia	*Acid folic*	*Acid panto-tenic*	*Acid ascorbic*	*Toco-feroli*	*Filo-chinonă*
Varză albă	0,08	0,26	45,8	0,02	0,15
Varză roşie	0,04	0,32	50,0	2,5	1,50
Varză pt. frunze	0,06	0,1 – 1,4	105,0	4,0	–
Varză de Bruxelles	0,08	0,1– 1,4	114,0	0,10	0,14
Varză chinezească	–	–	36,0	–	–

substanţă proaspătă. Varza pentru frunze cumulează o cantitate mai mică de glucide solubile şi de acizi organici, comparativ cu varza albă.

Frunzele legumelor din grupa verzei se remarcă prin acumularea de vitamine şi, în special, de acid ascorbic (*Tabelul 3.3*).

Conţinutul în filochinonă (vitamină K) scade în timpul procesului de maturare a verzei (Ferland şi Sadowski, 1992), iar conţinutul din frunzele exterioare este mai mare de 3–6 ori comparativ cu cel din frunzele interioare.

Legumele din grupa verzei acumulează elementele minerale prezentate în *tabelul 3.4.*

Frunzele de varză acumulează un conţinut mare de nitraţi, respectiv peste 1 000 mg/ kg subst. proaspătă. Conţinutul maxim de nitraţi a fost determinat în frunzele interioare: 4 715 mg/ kg, iar nervurile au avut un conţinut de nitraţi mai mic de 1,6 ori comparativ cu limbul foliar (*Fig. 3.1*).

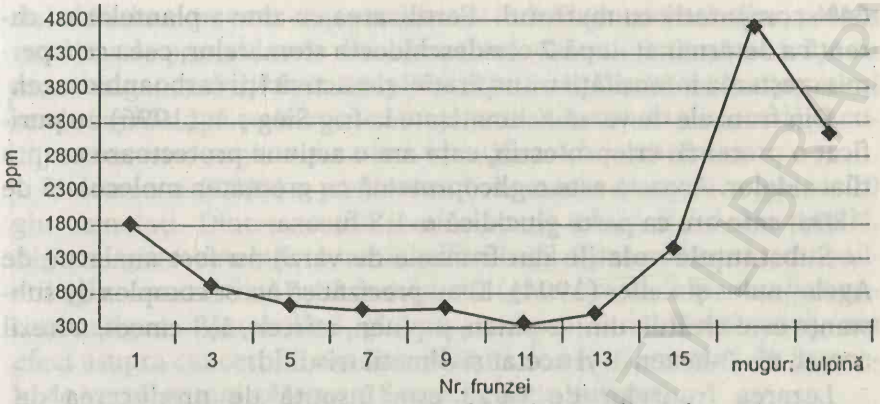

Fig. 3.1. Conţinutul de nitraţi din frunzele unei plante de varză

Tabelul 3.4. **Conţinutul în elemente minerale al legumelor din grupa verzei (mg/ 100 g substanţă proaspătă) (după Souci ş.a., 1981)**

Specia	*Na*	*K*	*Mg*	*Ca*	*Mn*	*Fe*
Varză albă	13	227	23	46	0,10	0,50
Varză roşie	4	266	18	35	0,10	0,50
Varză pt. frunze	42	490	31	212	0,55	1,90
Varză de Bruxelles	7,0	411	22	31	0,26	1,1
Varză chinezească	6,7	202	11	40	0,28	0,60

Specia	*Mo*	*Cu*	*Zn*	*P*	*F*	*Cl*
Varză albă	–	0,06	0,18	27,5	0,01	37
Varză roşie	0,13	0,06	–	30,0	0,01	100
Varză pt. frunze	4,0	0,09	–	87,0	0,01	60
Varză de Bruxelles	7,0	0,09	0,87	83,6	–	40,0
Varză chinezească	–	0,02	–	29	0,01	–

Sharma ş.a. (1995) au constatat că în cazul carenţei de zinc are loc creşterea grosimii cerurilor epicuticulare, a limbului foliar, a gradului de suculenţă, a deficitului de saturaţie în apă şi a acumulării prolinei. Concomitent s-a constatat scăderea activităţii carboanhidrazei, a potenţialului hidric şi a intensităţii transpiraţiei plantelor de conopidă. Astfel, plantele cu carenţă de zinc au avut mai puţin zinc în celulele de gardă, iar deschiderea stomatelor lor a fost mai mică cu

64% comparativ cu martorul. Fertilizarea cu zinc a plantelor cu carenţă a determinat după 2 ore deschiderea stomatelor, ceea ce a permis creşterea intensităţii transpiraţiei şi a activităţii carboanhidrazei.

Din frunzele de varză aclimatizate la frig Sieg ş.a. (1996) au purificat o proteină: crioprotectin, care are o acţiune protectoare asupra tilacoidelor. Aceasta este o glicoproteină cu greutatea moleculară de 7 kDa, care are ca parte glucidică α-1,3-fucoza.

Substanţele volatile din frunzele de varză au fost analizate de Agelopoulos şi Keller (1994). Ei au precizat că acest complex de substanţe este alcătuit din: α-pinen, β-pinen, mircen, 1,8-cineol, n-hexil acetat, cis-3-hexen-1-yl acetat şi dimetil trisulfid.

Lezarea frunzelor de varză este însoţită de producerea de trans-2-hexenal şi 1-metoxi-3-metilen-2-pentenonă.

Varza albă, broccoli, varza de Bruxelles şi conopida conţin S-metil-cistein sulfoxid, care contribuie la formarea aromei caracteristice, dar au rol şi în inhibarea carciogenezei experimentale. Din această substanţă, în condiţii de pH bazic, se formează enzimatic metil metantiosulfinaţii.

Chin şi Lindsay (1993) au analizat compuşii cu sulf care se formează în ţesuturile lezate provenite de la 38 soiuri de varză. Ponderea a deţinut-o allil izotiocianatul, urmat de metan tiolul. Hidrogenul sulfurat s-a format rapid după lezarea ţesuturilor, dar a dispărut după 40 min. Disulfura de dimetil şi trisulfura de dimetil au fost identificate iniţial în concentraţii mici, pentru ca după 100 min. să ajungă la concentraţia de 3,3 ppm.

Cercetările ulterioare (Chin şi Linsay, 1994) au precizat mecanismele de formare a compuşilor: metantiol, dimetil disulfid şi dimetil trisulfid. Dimetil disulfidul se formează din metil metantiosulfinaţi. Metantiolul şi dimetil trisulfidul se formează din metil metantiosulfinaţi sau din metil metantiosulfonaţi şi hidrogen sulfurat. Rezultă deci că reacţiile tiosulfinaţilor şi tiosulfonaţilor cu hidrogenul sulfurat reprezintă mecanismul de bază pentru formarea acestor compuşi, care este urmat de acţiunea enzimei cistein sulfoxid liazei.

Glucozinolaţii reprezintă compuşi ce au o importanţă deosebită în cazul plantelor din grupa verzei.

Prima etapă în sinteza glucozinolaţilor în seminţele de varză chinezească include formarea din aminoacizi a aldoximelor, care este urmată de sinteza glucozinolaţilor alifatici sau aromatici (Benett ş.a., 1995). Acest proces este catalizat de flavinele din microzomi, care conţin monooxigenază. Aminoacidul α-triptofan este precursorul in-

dol aldoximelor, care sunt precursorii indolil glucozinolaţilor, proces catalizat de peroxidazele din microzomi. Cea mai intensă activitate a monooxigenazelor a fost determinată în frunzele tinere, în creştere şi scade rapid după ce frunzele au ajuns la dimensiunea normală. Activitatea acestor enzime nu a fost identificată în cotiledoane.

Stoewsand (1995) a precizat că în frunzele de varză se găsesc 10 glucozinolaţi. Dintre aceştia izotiocianaţii inhibă iodul din tiroidă. Alţi trei glucozinolaţi: 4-metil-sulfinilbutil (glucorafanină), 2-fenil-etil (gluconasturtiină) şi 3-indolmetil (glucobrassicină), au efect anticancerigen. Metabolitul glucobrassicinei: indol-3-carbamol, are efect asupra cancerului ovarian. Alături de aceşti compuşi, în frunzele de varză se mai găseşte şi S-metil-cistein sulfoxid.

Rosa (1997) a determinat principalii glucozinolaţi din varză: 2-propenil-, 3-metilsulfinilpropil- şi indol-3-metil glucozinolat, care au reprezentat 35%, 25 şi, respectiv, 29% din total. În *Brassica rapa* a fost identificat butil-3-etil glucozinolat, care a reprezentat 80% din total şi pentil-4-enil şi 2-feniletil glucozinolat. Cel mai mare conţinut de glucozinolaţi a fost determinat în mugurii florali de *Brassica rapa*: 4.979 µmol/ 100 g.

Rosa ş.a. (1994) au determinat conţinutul în glucozinolaţi din varietăţile acephala şi capitata. Pe parcursul unei zile calde, în probele de frunze de la varietatea acephala, recoltate la orele 6, 10, 14, 18 şi 22, în faza de 3 frunze, a fost identificat ca principal glucozinolat 3-metilsulfinilpropil glucozinola (glucoiberină), urmat de allil glucozinolat (sinigrină) şi indol-3-yl-metil glucozinolat (glucobrasscină). Conţinutul total de glucozinolaţi a scăzut în probele recoltate între orele 10 şi 14 şi a relizat concentraţia maximă la ora 18.

Activitatea mirosinazei a fost mai mare în frunzele provenite de la varza albă, comparativ cu cea roşie, valoarea optimă a pH-ului a fost 8,0, iar temperatura optimă 60 °C (Yen şi Wei, 1993).

Yen şi Wei (1995) au determinat indol glucozinolaţii din varza pentru căpăţâni, varză chinezească, conopidă şi broccoli. Rezultatele au evidenţiat faptul că principalul indol glucozinolat este 3-indolilmetil glucozinolatul şi 1-metoxi-3-indolilmetil glucozinolatul. Varza, conopida şi broccoli au un conţinut mai mare de 3-indolilmetil glucozinolat, în timp ce varza chinezească are un conţinut mai mare de 1-metoxi-3-indolilmetil glucozinolat.

Rosa (1997) a determinat conţinutul de glucozinolaţi din diferite organe ale plantelor de varză pe parcursul unei zile. Analizele efectuate au precizat că 2-propenil glucozinolaţii şi 3-metilsulfinilpropil

glucozinolaţii au fost principlalii compuşi identificaţi în organele aeriene cu o concentraţie de 261 şi, respectiv, 167 μmol/ 100 g substanţă uscată. În rădăcini au fost identificaţi 1-metoxiindol-3-yl-metil glucozinolat, 2-feniletil glucozinolat şi 3-metilsulfinilpropil glucozinolat în concentraţie de 495, 495 şi, respectiv, 385 μmol/ 100 g substanţă uscată. Cea mai mare concentraţie a fost determinată între orele 22 şi 2 şi cea mai mică la ora 18. Autorii constată că diferenţele de concentraţie nu se datoresc translocării între organe, ci, probabil, altor cauze.

Ludwigmuller ş.a. (1997) au constatat că soiurile de varză chinezească sensibile la boli au un conţinut de glucozinolaţi mai mare comparativ cu cele rezistente. Infecţia cu *Plasmodiophora brassicae* a stimulat, după 14–20 de zile, creşterea conţinutului de glucozinolaţi din soiurile sensibile de varză chinezească şi nu s-au semnalat diferenţe în cazul celor rezistente. Tratamentele cu acid jasmonic au determinat creşterea conţinutului de indol glucozinolaţi din frunzele de varză, iar cele cu acid salicilic au produs creşterea conţinutului acestor substanţe în rădăcini, indiferent de sensibilitatea soiurilor la boli.

Kyung şi Fleming au precizat că allil izotiocianaţii au concentraţia minim inhibitoare cuprinsă între 50 şi 500 ppm, în cazul bacteriilor, şi între 1 şi 4 ppm, în cazul ciupercilor. Limita acestei concentraţii este mai mică în cazul metil metantiosulfinaţilor şi variază între 20 şi 100 ppm pentru bacterii şi între 50 şi 500 ppm pentru ciupercile parazite.

În urma atacului patogen, varza sintetizează fitoalexine toxice pentru patogeni, aşa cum sunt: brassicanalul A, brassilexina şi camalexina (Pedras ş.a., 1997).

3.3. Caracteristicile procesului de dezvoltare al plantelor din grupa verzei

Legumele din grupa verzei se caracterizează prin existenţa unei perioade juvenile, în care factorii inductivi nu au efect asupra procesului de dezvoltare. Astfel, plantele de conopidă în vârstă de 6 săptămâni nu pot forma inflorescenţa, chiar dacă au fost expuse la temperaturile de vernalizare (Sadik, 1967). În faza de maturitate la înflorit, plantele expuse la factorii inductivi îşi reduc ritmul de creştere şi formează un număr mai mic de frunze (Wien, 1997). Momentul de trecere de la faza juvenilă la maturitatea de înflorire are loc când planta realizează un număr caracteristic de frunze, care va-

riază în funcţie de specie şi soi. Faza juvenilă se încheie când plantele de conopidă au minim 21 de frunze (Wurr ş.a., 1982), iar cele de varză de Bruxelles au aproximativ 30 de frunze (Thomas, 1980). Cercetările efectuate de Wiebe (1972) la conopidă au relevat faptul că numărul de frunze care se formează în faza juvenilă variază în funcţie de condiţiile mediului ambiant. În condiţii de luminozitate redusă, asimilatele sunt limitate şi utilizare preferenţial pentru creşterea frunzelor care se prelungeşte în detrimentul creşterii meristemului.

Ito şi Saito (1961) au apreciat că, în cazul verzei, tranziţia de la faza juvenilă la cea de maturitate are loc când tulpina realizează grosimea de 6 mm.

Plantele din grupa verzei sunt plante de zi lungă, la care vernalizarea este obligatorie şi se realizează în timpul iernii, la începutul celui de al doilea an de vegetaţie. Thomas (1980) a constatat că seminţele plantelor din grupa menţionată în curs de germinare nu pot fi vernalizate.

Temperatura de vernalizare pentru varză este cuprinsă între 4 şi 10 °C. Acest proces se poate realiza după 6 săptămâni de expunere la temperatura de 8 °C (Sadik, 1967). Expunerea plantelor timp de 8 ore la temperatura de 27 °C inhibă procesul de înflorire, fără a-l preveni (Ito şi Saito, 1961). Plantele cu dimensiuni mai mari şi cele cu un grad de maturitate mai avansat înfloresc primele. Probabil că dimensiunile sunt în funcţie de cantitatea de asimilate care se acumulează, iar gradul de maturitate este corelat cu depăşirea fazei juvenile. Durata vernalizării verzei variază între 10 şi 50 de zile (Ito şi Saito, 1961; Heide, 1970). Dacă necesarul de vernalizare nu a fost realizat, se formează tulpina florală fără flori. Rezultate similare s-au obţinut şi în cazul în care plantele au fost expuse la temperaturi de devernalizare (20–30 °C) înainte de a fi vernalizate (Heide, 1970).

Varza de Bruxelles devine sensibilă la vernalizare când tulpina începe să se îngroaşe, iar mugurii axilari se măresc ((Stokes şi Verkerk, 1951). Atât la varza de Bruxelles, cât şi la conopidă şi broccoli, trecerea la faza de maturitate se caracterizează prin lăţirea meristemului apical (Stokes şi Verkerk, 1951; Wiebe, 1972). Vernalizarea verzei de Bruxelles se efectuează la temperatura de 0–10 °C, iar durata ei variază între 50 şi 80 de zile (Stokes şi Verkerk, 1951; Thomas, 1980). Dacă necesarul de vernalizare nu este realizat, se formează inflorescenţe incomplet dezvoltate.

Conopida reprezintă o structură preflorală, la capătul ramificaţiilor găsindu-se muguri florali rudimentari. Sadic (1962) menţionează

că temperaturile de vernalizare stimulează transformarea primordiilor florale în structuri reproductive, proces ce este însoţit şi de creşterea ramificaţiilor.

Conopida poate fi vernalizată prin expunerea plantelor la temperatura de 8 °C timp de 6 săptămâni (Sadik, 1967). După Wiebe (1972), temperatura optimă pentru vernalizarea conopidei este cuprinsă între 7 şi 12 °C, iar după Wurr ş.a. (1993), între 9,0 şi 9,5 °C. Dacă temperatura din timpul nopţii este mai ridicată, formarea inflorescenţei este întârziată şi creşte numărul de frunze.

După 2 săptămâni de la inducţia florală şi iniţierea inflorescenţei plantelor de conopidă, Thomas ş.a. (1972) au constatat creşterea conţinutului de gibereline.

În cazul plantelor de broccoli nu se mai formează structura prefloral şi, după inducţia florală, la capetele ramificaţiilor inflorescenţei se formează muguri florali. Temperatura de vernalizare este similară cu cea a conopidei.

Fotoperioada nu are un efect determinant asupra procesului de inducţie florală. Fotoperioadele lungi generează alungirea tulpinii florale şi creşterea numărului de flori la plantele de varză (Heide, 1970). În cazul plantelor de conopidă, intensitatea luminii din timpul vernalizării nu are importanţă, dacă temperatura se menţine în limitele optime (Wien, 1982).

Anthony ş.a. (1996) au identificat în conopidă genele omoloage cu leafy şi apetala1 dikn Arabidopsis, care au fost denumite bofh şi, respectiv, boap1. Acestea sunt transcrise în tulpina floriferă în perioada cuprinsă între iniţierea inflorescenţei şi până la formarea petalelor. Activitatea genelor bofh realizează un maximum la maturitatea inflorescenţei, în timp ce a genelor boap1 – în timpul creşterii tulpinii florale, având rol primar în conversia meristemului vegetativ la meristem floral. Creşterea în continuare a inflorescenţei nu este determinată de inactivarea acestor gene şi, probabil, este cauzată de alţi factori. Expresia ambelor gene este afectată de temperaturile ridicate, care determină revenirea la faza vegetativă.

Carr şi Irish (1997) au cercetat cauzele care determină oprirea procesului de dezvoltare a inflorescenţei la conopidă şi broccoli. S-a constatat că în inflorescenţele de la conopidă şi broccoli, la care dezvoltarea este oprită, se manifestă expresia genei omoloage cu APETALA 1 care identifică meristemul floral şi APETALA 3 din Arabidopsis, plantă din aceeaşi familie. Modelul spaţial al expresiei genei APETALA 1 din broccoli diferă însă de cea din Arabidopsis. A fost

identificată şi gena omoloagă cu CAULIFLOWER din broccoli care a fost denumită BoiCAL, iar proteinele pe care le codifică aceste gene nu pot fi responsabile de oprirea timpurie a dezvoltării inflorescenţei, dar pot avea rol în fenotipul speciei.

Amasino (1995) a constatat că în meristemele apicale ale tulpinii de *Brassica* se găsesc gene similare cu LUMINIDEPENDENS din Arabidopsis, care sunt implicate în procesul de fotoperiodism. Expresia acestor gene determină formarea unui promotor în meristemul tulpinii care stimulează înflorirea în condiţii de fotoperioade lungi.

Partea comestibilă a conopidei reprezintă o structură preflorală alcătuită din apexul vegetativ şi reproductiv, la care creşterea frunzelor a fost redusă şi au rămas numai bracteele. Mugurii laterali ai apexului vegetativ cresc, se ramifică şi se îngroaşă, iar în vârful lor se diferenţiază structuri preflorale rudimentare. Procesul de creştere şi dezvoltare este oprit în această fază timpurie.

Bjorkman şi Peartson (1998) au constatat că temperaturile ridicate (35 °C) timp de o săptămână au afectat meristemele în cazul în care stresul a avut loc în timpul inducţiei florale sau a formării inflorescenţei. Stresul termic de scurtă durată a avut efecte reduse, în timp ce stresul de lungă durată a fost letal.

Polenul matur prelevat de la plantele de varză conţine 25,4% lipide şi 26,0% proteine, raportat la substanţa uscată (Evans ş.a., 1990). Acesta are la exterior un înveliş conţinând mai multe forme de proteine, bogate în prolină, oleozine, care diferă între ele prin greutatea moleculară. Acestea sunt codificate de o singură genă, a cărei expresie este reglată de conţinutul de apă din anteră (Ruiter ş.a., 1997).

Autoincompatibilitatea implică recunoaşterea polenului propriu de către celulele papilare ale stigmatului, mediată de către substanţele codificate de genele din locusul S (SRK şi SLG), care sunt componente ale complexului receptor (Pastuglia ş.a., 1997). Aceste gene se găsesc numai în pistil şi în antere (Thorsness şi Thorsness, 1996).

Intensitatea procesului de respiraţie a părţii comestibile variază la broccoli între 200 şi 700 mg CO_2/ kg/ oră, în funcţie de soi, iar la conopidă este în medie de 192,1 mg CO_2/ kg/ oră.

Valoarea energetică a inflorescenţei de la conopidă este scăzută (118,5 kJ/ 100 g) datorită conţinutului relativ redus de substanţe energetice (*Tabelul 3.5*).

Inflorescenţele de la conopidă conţin cantităţi mici de glucide solubile: 1,16% glucoză şi 1,05% fructoză, conţinutul de celuloză este

Tabelul 3.5. **Principalele substanţe acumulate în inflorescenţele de conopidă şi broccoli**

Specia	*Glucide solubile, %*	*Proteine, %*	*Lipide, %*	*Substanţe minerale, %*	*Apă, %*
Broccoli	4,4	3,3	0,2	1,1	88,7 – 90,4
Conopidă	3,3 – 5,6	1,6 – 2,3	0,07	0,89 – 1,00	90,0 – 92,7

Tabelul 3.6. **Conţinutul în elemente minerale din conopidă, broccoli (mg/100 g subst. proaspătă) (după Souci ş.a. 1972, 1981)**

Specia	*Na*	*K*	*Mg*	*Ca*	*Mn*	*Fe*
Broccoli	13,0	464	–	105	–	1,3
Conopidă	16,0	328	17	20	0,17	0,63

Specia	*B*	*Cu*	*Zn*	*P*	*F*	*Cl*
Broccoli	–	–	–	82	–	78
Conopidă	0,15	0,14	0,23	54	0,01	29

de 1,12%, cel de amidon de 0,25%, iar acizii organici sunt reprezentaţi în principal de acidul oxalic care are o concentraţie de 4,3 mg/ 100 g substanţă proaspătă (Souci ş.a., 1981).

Mohlmann ş.a. (1994) au precizat că sinteza acizilor graşi şi a amidonului în amiloplastele din mugurii florali de conopidă este reglată de ATP. Sinteza acizilor graşi în amiloplaste are loc din acetat numai în prezenţa unei cantităţi mari de ATP extern, iar acetatul şi malatul nu inhibă desfăşurarea acestui ciclu. Sinteza amidonului este reglată specific de concentraţia acidului fosfogliceric şi activitatea ambelor cicluri este reglată de enzima ADP-glucozo pirofosforilază.

Conţinutul în **elemente minerale** din inflorescenţa de conopidă şi de broccoli este destul de ridicat (*Tabelul 3.6*)

Inflorescenţele de conopidă acumulează o cantitate redusă de nitraţi, sub 100 ppm, dar aceasta este de 1,6 ori mai mare comparativ cu cea acumulată în pedunculii florali.

Fertilizarea cu 80–120 kg N/ ha a determinat creşterea conţinutului de nitraţi din broccoli cu 44 % şi din conopidă cu 33 % (Lisiewska şi Kmiecik, 1996).

Conţinutul în vitamine la conopidă şi broccoli variază ca şi la celelalte legume din grupa verzei (*Tabelul 3.7*).

Tabelul 3.7. **Conţinutul mediu în principalele vitamine la broccoli şi conopidă (mg/100 g subst. proaspătă) (după Souci ş.a., 1981)**

Specia	*Tiamină*	*Riboflavină*	*Piridoxină*	*Nicotinamidă*	*Acid folic*
Broccoli	0,09	–	–	1,00	–
Conopidă	0,11	0,10	0,20	0,60	0,05

Specia	*Acid pantotenic*	*Acid ascorbic*	*Tocoferol*	*Filochinonă*	*Biotină*
Broccoli	1,29	114	–	–	–
Conopidă	1,01	69,8	0,09	0,30	0,001

Fertilizarea cu 80–120 kg N/ ha a determinat diminuarea conţinutului de acid ascorbic din conopidă cu 7 % şi nu a avut un efect evident asupra conţinutului în această substanţă din broccoli.

Culoarea inflorescenţei de broccoli este verde, datorită prezenţei pigmenţilor clorofilieni. Yamauchi şi Watada (1998) au identificat în florile de broccoli clorofilide *a* şi feoforbide, a căror concentraţie scade după recoltare. De asemenea, xantofilele existente în inflorescenţă scad cantitativ după recoltare, formându-se noi compuşi, xantofile esterificate. Toivonen şi Sweeney (1998) au constatat că soiul Greenbelt de broccoli menţine clorofila o perioadă mai lungă de timp, datorită, probabil, activităţii mai intense a superoxiddismutazei şi peroxidazei corelată cu reducerea speciilor reactive de oxigen.

Cercetările efectuate de autori au relevat că organul comestibil al plantelor de broccoli au un conţinut de clorofilă totală ce variază în funcţie de soi între 16,29 şi 58,99 mg/ 100 g subst. proaspătă. Conţinutul în clorofilă *a* a variat între 11,67 şi 42,04 mg/ 100 g, cel de clorofilă *b* între 4,62 şi 16,95, iar conţinutul de caroteni între 0,69 şi 2,63 mg/ 100 g subst. proaspătă.

Price ş.a. (1997) au identificat în inflorescenţele de broccoli patru esteri ai acidului hidroxicinamic: 1,2′-disinapoil-2-feruloilgenţiobioză, 1-sinapoil-2-feruloilgenţiobioză, 1,2,2′-trisinapoilgenţiobiozid şi 1,2-disinapoilgentiobioză.

Mugurii florali de broccoli şi conopidă în vârstă de 3 zile au un conţinut de 10–100 de ori mai mare de glucorafanine (glucozinolaţi ai sulforafanului) comparativ cu inflorescenţele mature (Fahey ş.a., 1997). Glucozinolaţii şi tiocianaţii pot fi foarte eficienţi în inducerea

enzimelor: chinon reductază, glutation transferază, epoxid hidrolază, NAD(P)H quinon reductază şi glucozil transferază care au un efect protector în inducerea carcinogenezei şi a mutagenezei, prevenind riscul unor forme de cancer.

Seminţele plantelor din grupa verzei au caracteristica de a acumula tioglicozizii. Astfel, în seminţele de varză a fost determinată goitrina.

Taylor ş.a. (1995) au studiat capacitatea de biosinteză a acidului erucic de către seminţele de gulii şi posibilitatea încorporării acestuia în triacilgliceroli. Analizele efectuate au dovedit că seminţele aflate în faza de semimaturitate au un conţinut ridicat de acid erucic în diacilgliceroli şi triacilgliceroli. Acidul erucic este încorporat în acidul lisofosfatidic în prezenţa enzimei acid lisofosfatidic aciltransferază.

3.4. Fiziologia postrecoltă

După recoltare, procesele fiziologice din organele vegetale ale legumelor din grupa verzei continuă, intensitatea acestora fiind în strânsă corelaţie cu gradul lor de maturare. Astfel, conopida şi broccoli se recoltează înainte de maturitatea tehnologică optimă, în timp ce varza de toamnă se recoltează la maturitatea deplină.

Intensitatea procesului de respiraţie a legumelor din grupa verzei variază în funcţie de specie şi de temperatură. Astfel, datele prezentate în *tabelul 3.8* rezultă că cea mai mare intensitate respiratorie se constată la conopidă şi cea mai mică la varza albă.

Cercetările efectuate în dinamică au stabilit că inflorescenţa de la broccoli se caracterizează prin prezenţa unui maxim climacteric respirator în faza de maturitate. Celelalte specii de legume din grupa verzei sunt neclimacterice, intensitatea procesului de respiraţie prezentând un maxim în perioada de creştere şi o diminuare în faza de senescenţă.

Tabelul 3.8. **Intensitatea procesului de respiraţie a legumelor din grupa verzei, la 5 niveluri de temperaturi, mg CO_2/ kg/ oră**

Specia	*0 °C*	*5 °C*	*10 °C*	*15 °C*	*20 °C*
Conopidă	29,9	56,9	85,2	135,7	192,1
Varză albă	6,8	11,0	19,5	36,2	71,2
Varză de Bruxelles	17,0	30,0	50,0	75,0	90,0

În ceea ce priveşte influenţa temperaturii asupra intensităţii procesului de respiraţie, se remarcă faptul că prin creşterea temperaturii cu 10 °C în limitele 0–10 °C intensitatea acestui proces creşte de 2,88 ori, iar în limitele 10–20 °C – de 2,28 ori.

Biosinteza etilenei variază în funcţie de specie şi de temperatura de păstrare. La temperatura de 20 °C s-a remarcat existenţa unei variaţii mari a ritmului de producere a etilenei. Astfel, cea mai mare cantitate de etilenă a fost produsă de broccoli 20–25 µl/ kg/ oră. Makhlouf ş.a. (1989) au constatat că această specie prezintă un maxim de producere a etilenei care coincide cu climactericul respirator şi cu activitatea maximă a enzimei formatoare de etilenă (EFE). După acest maxim, sinteza etilenei scade ca intensitate concomitent cu respiraţia, activitatea EFE şi cu sinteza ACC-ului.

Varza produce o cantitate redusă de etilenă: 0,5 ml/ kg/ oră, varza de Bruxelles produce 2,0 µl/ kg/ oră, conopida 1,5 µl/ kg/ oră şi broccoli 25 µl/ kg/ oră. Aceste specii nu prezintă un maxim climacteric de producere a etilenei.

Varza are un grad de perisabilitate mai scăzut decât conopida şi broccoli, din această cauză, cu toate că temperatura de păstrare este similară (0 °C), durata de păstrare este mai mare în cazul verzei (9 / 26 de săptămâni) şi mai mică la broccoli (1–2 săptămâni) şi conopidă (2–4 săptămâni).

Romo-Parada ş.a. (1989) au urmărit păstrarea conopidei la temperatura de 1°C, în atmosferă normală sau atmosferă modificată cu 3% O_2 şi 0, 2,5, 5,0, 10,0% CO_2, cu sau fără pretratament cu 15% CO_2. Rezultatele obţinute au precizat că probele expuse la 5% CO_2 au avut calitate comerciabilă acceptabilă după 7 săptămâni de păstrare. Probele păstrate la 10% CO_2 şi pretratate cu 15% CO_2 s-au înmuiat şi s-au îngălbenit. Procesul de respiraţie a avut intensitate scăzută la concentraţiile scăzute de oxigen, iar acidul succinic s-a acumulat pe măsura creşterii concentraţiei de dioxid de carbon.

În timpul păstrării verzei chinezeşti la temperatura de 0°C s-a constatat creşterea conţinutului de acid abscisic, corelată cu concentraţia oxigenului (Wang şi Ji, 1988). După 12 săptămâni de păstrare într-o atmosferă cu 1 % oxigen, frunzele şi-au menţinut culoarea verde, iar concentraţia acidului abscisic din frunzele exterioare a fost mai mică cu aproximativ 50% comparativ cu probele păstrate în aer. Wang (1989) a constatat că poliaminele (spermina, spermidina şi putresceina) au o diminuare liniară a conţinutului, pe parcursul păstrării la temperatura de 0°C, în atmosferă normală sau cu 1% oxigen.

Conţinutul de poliamine scade mai lent în condiţiile păstrării în atmosferă cu 1% oxigen.

Pe parcursul perioadei de păstrare se remarcă modificarea culorii inflorescenţelor de broccoli, determinată mai ales de biodegradarea clorofilei. Tratamentele cu citochinine (6-benzilaminopurină) au cauzat întârzierea procesului de biodegradare a clorofilei, precum şi a producerii de amoniac. Pedunculii florali au conţinut mai puţină clorofilă şi tratamentele cu 6-benzilaminopurină nu au determinat modificări evidente.

Tian ş.a. (1994) au constatat că staminele şi pistilul au o activitate de 7 ori mai mare a acid 1-aminocillopropan-1-carboxilic oxidazei şi o cantitate dublă de etilenă, comparativ cu celelalte ţesuturi ale florii. Aceste organe florale pot avea rol stimulator în modificarea culorii inflorescenţei de broccoli şi înlăturarea lor întârzie procesul de îngălbenire a inflorescenţei.

Senescenţa inflorescenţelor de broccoli este însoţită de scăderea conţinutului în glucide, acizi organici şi proteine din inflorescenţe şi din mijlocul şi baza pedunculilor, după 6 ore de păstrare la temperatura de 20°C (King şi Morris, 1994). După 12 ore se constată acumularea aminoacizilor şi, mai ales, a amidelor rezultate din biodegradarea proteinelor, în timp ce amoniacul se acumulează numai în apropierea florilor.

3.5. Dereglări fiziologice

Arsuri provocate de soare (*sunscald*) se formează pe frunzele exterioare ale verzei. Această dereglare fiziologică se caracterizează prin formarea unor băşici mici, cu conturul neregulat, care sunt înconjurate de ţesuturi sănătoase. Suprafeţele afectate au o culoare albicioasă şi un aspect pergamentos. Ele sunt uşor invadate de microorganisme ca: *Rhyzopus spp., Alternaria* spp. care cauzează putrezirea lor.

Necroza foliară (*tipburn*) se caracterizează prin îngălbenirea, brunificarea şi necrozarea treptată a marginilor limbului foliar. Această dereglare fiziologică afectează ţesuturile externe ale frunzelor, care sunt uşor invadate de *Alternaria* spp., *Rhyzopus* spp., *Botrytis* spp. etc.

Se crede că necroza foliară este cauzată de carenţa de potasiu şi excesul de azot din solurile pe care se cultivă varza.

Agelopoulos, N.G., Keller, M.A. – J. Chem. Ecol., 1994, 20, 1951–1967.

Alexe, C. ş.a. – Lucrări ştiinţifice ICVLILF., 1990, vol. 21, 33–41.

Amasio, R. – Biochemistry. Univ. of Wisconsin, 1995.

Amewowor, D.H.A.R., Madelin, M.F. – F.E.M.S. Microbiol. Lett. Fed. Eur. Microbiol. Soc., 1991, 86, 69–82.

Anthony, R.G. ş.a. – J. Exp. Bot., 1996, 47, 181–188.

Benett, R. ş.a. – Planta, 1995, 196, 239–244.

Bjorkman, T., Pearson, K.J. – J. Exp. Bot., 1998, 49, 101–106.

Bucur, E., Burzo, I. – Bolile, dăunătorii şi deranjamentele fiziologice la legumele depozitate. Redacţia revistelor agricole, 1971.

Carr, S.M., Irish, V.F. – Planta, 1997, 201, 178–188.

Chin, H.W., Lindsay, R.C. – J. Food Sci., 1993, 58, 835–839.

Chin, H.W., Lindsay, R.C. – J. Agric. Food Sci., 1994, 42, 1529–1536.

Clarke, S.F. ş.a. – Plant Growth Regul., 1994, 14, 21–27.

Diepenbrock, W., Geisler, G. – Z. Acker-Pflanzenbau, 1978, 146, 54–67.

Earle, F.R., Jones, Q. – Economic Botany, 1962, 16, 221–250.

Evans, D.E. ş.a. – Plant Sci., 1990, 73, 117–126.

Fahey, J.W. ş.a. – Proc. Natl. Acad. Sci. USA, 1997, 94, 10367–10372.

Ferland, G., Sadowski, J.A. – J. Agric. Food Chem., 1992, 40, 1874–1877.

Fukuoka, N. ş.a. – J. Jap. Soc. Hort. Sci., 1996, 1, 95–103.

Harborn, J.B. – Fortschr. Chem. Org. Naturst., 1962,20, 165–199.

Heaton, J.W. ş.a. – J. Agric. Food Chem., 1996, 44, 395–398.

Heide, O.M. – Meldinger fra Norges Landbrukshogskole, 1970, 49, 1–21.

Hill, H.S. ş.a. – J. Exp. Bot., 1988, 39, 1439–1447.

Ito, H., Saito, T. – Tohoku J. Agric. Res., 1961, 17, 1–15.

King, G.A., Morris, S.C. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1994, 119, 1000–1005.

Krug, H. – Gemuseproduction. Berlin, 1991.

Kyung, K.H., Fleming, H.P. – J. Food Prot., 1997, 60, 67–71.

Latimer, J.G., Severson, R.F. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1997, 122, 788–791.

Lisiewska, Z., Kmiecik, W. – J. Food Chem., 1996, 2, 267–270.

Ludwigmuller, J. ş.a. – Phytochemistry, 1997, 44, 407–414.

Magnifico, V. ş.a. – Ann. Fac. Agraria Univ. Bari., 1980, 31, 717–731.

Makhlouf, J. ş.a. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1989, 114, 955–958.

Marks, H.S. ş.a. – J. Agric. Food Chem., 1992, 40, 2098–2101.
Mohlmann, T. ş.a. – Planta, 1994, 194, 492–497.
Nielsen, J.K. ş.a. – Phytochemistry, 1993, 34, 539–544.
Pastuglia, M. ş.a. – Plant Cell., 1997, 9, 2065–2076.
Pedras, M.S.C. – Phytochemicals for Pest Control., 1997, vol. 658, 115–166.
Price, K.R. ş.a. – Phytochemistry, 1997, 45, 1683–1687.
Pyee, J. ş.a. – Arch. Biochem. Biophys., 1994, 311, 460–468.
Romo-Parada, L. ş.a. – J. Food Sci., 1989, 54, 122–124.
Rosa, E.A.S. ş.a. – J. Sci. Food Agric., 1994, 66, 457–463.
Rosa, E.A.S. – Phytochemistry, 1997, 44, 1415–1419.
Rosa, E.A.S. – J. Sci. Food Agric., 1997, 73, 354–368.
Rousos, P.A. ş.a. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1989, 114, 149–152.
Ruiter, R.K. ş.a. – Plant Cell., 1997, 9, 1621–1631.
Sadik, S. – Am. J. Bot., 1962, 49, 290–297.
Sadik, S. – Am. Soc. Hort. Sci., 1967, 90, 252–259.
Sasaki, H. ş.a. – Ann. Bot., 1996, 78, 365–369.
Sharma, P.N. ş.a. – Plant Physiol., 1995, 107, 751–756.
Sieg, F. ş.a. – Plant Physiol, 1996, 111, 215–221.
Souci, S.W. ş.a. – Die susammensetzung der Lebensmittel. Stuttgart, 1981.
Stoewsand, G.S. – Food. Chem. Toxicol., 1995, 33, 537–543.
Stoffella, P.J., Fleming, M.F. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1990, 115, 708–711.
Stokes, P., Verkerk, K. – Mededelingen van der Landbow Hegeschool te Wageningen, 1951, 50, 143–160.
Takahashi, H. ş.a. – Proc. Natl. Acad. Sci. Usa., 1997, 94, 11102–11107.
Taylor, A.G., Ten Broeck, C.W. – Hort. Sci., 1988, 23, 367–369.
Taylor, A.C. ş.a. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1993, 118, 546–550.
Taylor, D.C. ş.a. – Plant Physiol., 1995, 109, 409–420.
Thorness, M.L., Thorness, P.E. – Molecular Bioloy. Univ. of Wyoming,1996.
Tian, M.S. ş.a. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1994, 2, 276–281.
Toivonen, P.M.A. , Sweeney, M. – J. Agric. Food Chem., 1998, 46, 20–24.
Tolgyesi, G., Major, T. – Acta Agric. Acad. Sci. Hung., 1976, 25, 263.
Wang, C.Y., Ji, Z.L. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1988, 113, 881–883.
Wang, C.Y. – J. Food Qual., 1989, 11, 289–302.
Wiebe, H.J. – Gartenbauwissenschaft, 1972, 37, 165–178.
Wiebe, H.J. – Gartenbauwissenschaft, 1972, 37, 455–469.

Wien, H.C. – The physiology of vegetable crops. Wallinford, 1997.
Wurr, D.C.E. ş.a. – J. Agric. Sci., 1982, 99, 425–432.
Wurr, D.C.E. ş.a. – J. Exp. Bot., 1993, 44, 1507–1514.
Zang, X. ş.a. – J. Plant Nutr., 1996, 19, 643–656.
Yamauchi, N., Watada, A.E. – Hort. Sci., 1998, 33, 114–117.
Yen, G.C., Wei, Q.R. – J. Sci. Food Agric., 1993, 61, 471–475.
Yen, G.C., Wei, Q.R. – J. Food Drug Analysis, 1995, 1, 33–38.

BCU IASI CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Capitolul 4
Fiziologia plantelor legumicole pentru bulbi

Legumele din această grupă sunt reprezentate de: *Allium cepa*, *Allium porrum*, *Allium ascalonicum*, care sunt cele mai importante.

4.1. Fiziologia germinării seminţelor

Seminţele de ceapă sunt relativ mici, de culoare neagră, având lungimea de 3–4 mm, lăţimea de 1–2 mm, grosimea – 0,5–1 mm. Masa a 1 000 de seminţe variază între 2 şi 3 g. Embrionul seminal are o rădăciniţă scurtă, un cotiledon lung, la baza căruia se află axa epicotilă cu meristemul apical. Embrionul este înconjurat de endosperm, care nu are spaţii intercelulare.

Substanţele de rezervă din seminţele plantelor legumicole pentru bulbi sunt reprezentate, mai ales, de proteine şi lipide. Astfel, seminţele de ceapă conţin 34,29% lipide, 31,31% proteină brută (Enăchescu, 1974), iar cele de praz conţin 27% proteine şi 15% lipide.

Seminţele plantelor legumicole pentru bulbi sunt încadrate în categoria celor "ortodoxe", respectiv în categoria celor care se păstrează la umiditate scăzută. În condiţii de laborator aceste seminţe şi-au menţinut viabilitatea timp de 22 de ani (Villiers, 1973).

Intensitatea procesului de respiraţie a seminţelor de ceapă în faza de dormanţă este de 1,01 mg CO_2/ kg/ oră. Concomitent cu hidratarea seminţelor are loc intensificarea procesului de respiraţie, evidenţiindu-se 4 etape:

– etapa I în care are loc creşterea bruscă a intensităţii procesului de respiraţie;

- etapa a II-a – intensitatea procesului de respiraţie rămâne la un nivel constant (faza de lag), datorită penetrării cu dificultate a oxigenului în seminţe;
- etapa a III-a – după ruperea tegumentului seminal are loc o nouă intensificare a procesului de respiraţie;
- etapa a IV-a – corespunde cu realizarea fazei de plantulă, procesul de respiraţie îşi diminuează intensitatea.

Temperatura minimă pentru germinarea seminţelor de ceapă variază între 1,4 şi 3,5 °C, cu un optimum la 20 şi 25 °C, iar temperatura necesară pentru germinarea seminţelor de praz variază între 7 şi 23 °C (Thompson, 1973). După Wien (1997), temperatura minimă pentru germinarea seminţelor de ceapă este de 1,4 °C, iar pentru praz – 1,7 °C. Limitele de temperatură la care poate avea loc germinarea seminţelor de ceapă şi praz sunt cuprinse între 3 şi 17 °C.

În limitele cuprinse între 5 şi 25 °C, procentul de germinare a seminţelor la plantele legumicole pentru bulbi creşte liniar (Wien, 1997).

Lumina reprezintă un factor inhibitor pentru germinarea seminţelor de ceapă (Lovato şi Amaducci, 1965).

Apa, care pătrunde în seminţe, determină hidratarea celulelor şi imbibiţia coloizilor. Membranele plasmatice din celulele seminţelor neimbibate au structura deteriorată şi din această cauză în timpul imbibiţiei pierd o parte din substanţele solubile, ca urmare a difuziei în soluţia solului. Refacerea rapidă a structurii acestor membrane este o caracteristică a seminţelor cu o bună capacitate de germinare.

În primele etape ale procesului de germinare, mărirea volumului coloizilor celulari determină ruperea tegumentului, iar glucidele solubile din celule sunt utilizate ca substrat respirator, pentru producerea de energie biochimică. De asemenea, apa care a pătruns în celulele radiculei este utilizată pentru extensia celulelor, ceea ce determină penetrarea acesteia prin rupturile tegumentului. În etapa următoare are loc creşterea axei embrionului, concomitent cu începerea hidrolizei substanţelor de rezervă.

Paine şi Bal (1968) au constatat că precursorii acidului ribonucleic din celulele endospermului se asociază cu nucleolul, după 15 minute de la imbibiţia seminţelor. Aceasta sugerează faptul că sinteza ARNr are loc în etapele timpurii ale procesului de germinare, dar nu se cunoaşte dacă ribozomii se păstrează în seminţele uscate sau se resintetizează după imbibiţie.

Bryant (1969) a urmărit modificările ultrastructurale din celulele seminţelor de ceapă care germinează. Rezultatele obţinute au evidenţiat că sinteza AND-ului are loc numai după ce rădăciniţa a atins lungimea de 1,4 mm, iar procesul de diviziune începe numai după ce aceasta a avut lungimea de 2,8 mm. Între sinteza AND-ului şi diviziunea celulelor este deci o diferenţă de aproximativ 9,2 ore.

Ritmul de creştere al embrionului, înainte de deschiderea cotiledoanelor, este corelat liniar cu temperatura, în limitele de 1,4 – 20 °C (Wheeler şi Ellis, 1991). După apariţia frunzelor cotiledonale, dinamica cumulată a creşterilor are aspectul unei curbe sigmoide, în prima etapă creşterea este mai lentă, după aceasta se intensifică şi în final scade din nou ca intensitate.

Tratarea seminţelor de ceapă la temperatura de 10 °C, timp de 23 de zile, cu o soluţie de polietilenglicol cu presiunea osmotică de –10 bari, a grăbit ritmul de germinare, apariţia radiculei fiind observată după 1 zi, comparativ cu 9,3 zile la varianta martor (Heydecker, 1974). Acest tratament stimulează imbibiţia seminţelor, grăbind astfel apariţia radiculei.

Mizamoto (1989), urmărind procesul de germinare a seminţelor de ceapă într-o soluţie salină cu concentraţia de 20 dS/ m, a constatat că el este afectat în proporţie mai redusă de salinitate. După 10 de zile proporţia de seminţe germinate a constituit 80%. Irigarea solului cu o soluţie având concentraţia de săruri mai mare de 4,9 dS/m a determinat însă scăderea semnificativă a numărului de plantule răsărite, datorită morţii celulelor hipocotilului. Procentul de mortificare a plantulelor cresc mult dacă plantulele de ceapă sunt stropite de două ori cu o soluţie salină cu concentraţia de 28–39 dS/m.

Creşterea embrionului este epigee, alungirea hipocotilului determinând ridicarea la suprafaţa solului a cotiledonului şi endospermului. Cotiledonul este situat în endosperm şi are rolul de a absorbi substanţele simple rezultate din biodegradarea substanţelor de rezervă.

Suma grade/zi necesare pentru răsăritul plantulelor de ceapă este de 219, iar pentru praz 222 (Wien, 1997).

Ritmul relativ de creştere a bulbilor de ceapă şi ritmul de creştere a frunzelor este corelat liniar cu temperatura în limitele de 6–20 °C, în timp ce ritmul de iniţiere a frunzelor are o temperatură de bază mai coborâtă, respectiv 2 °C (Brewster ş.a., 1977).

4.2. Creşterea plantelor legumicole pentru bulbi

Ceapa se înmulţeşte prin seminţe şi prin plantarea bulbilor sau a bulbililor, în timp ce usturoiul se înmulţeşte exclusiv pe cale vegetativă. Procesul de încolţire şi răsărirea plantulelor sunt mai rapide în cazul în care păstrarea s-a efectuat la 7,5 °C. Temperaturile mai ridicate sau mai coborâte întârzie acest proces (Mesiaen ş.a., 1993).

Aprecierea evoluţiei procesului de creştere a plantelor de ceapă se face cu ajutorul următoarelor fenofaze:

A – sămânţă;

B – faza de crosă;

C – formarea primei frunze;

D – căderea cotiledonului urmată de formarea frunzelor 3 şi 4;

E – faza de 4 frunze;

F – căderea primei frunze şi formarea frunzelor 5–7;

G – începutul formării bulbului şi a frunzelor 8–13;

H – creşterea bulbului, faza vegetativă regresează şi frunzele 4–6 se deshidratează;

I – faza vegetativă este terminată, iar planta – culcată pe sol;

J – faza de maturitate a bulbului, coletul deshidratat.

Procesul de creştere necesită o cantitate mare de energie biochimică, care este furnizată de procesul de respiraţie şi de compuşi organici produşi în fotosinteză.

Intensitatea procesului de respiraţie a legumelor pentru bulbi, plante neclimacterice, are valori ridicate în perioada de creştere intensă, ce scad pe măsura trecerii la faza de maturitate şi de senescenţă. Astfel, ceapa verde în faza de creştere are o intensitate respiratorie de 120–140 mg CO_2/ kg/ oră. Înainte de uscarea frunzelor, intensitatea procesului de respiraţie scade de aproximativ 2 ori, la recoltare – de cca 8 ori, iar la intrarea în repausul vegetativ – de 20 de ori faţă de valoarea determinată la ceapa verde.

Creşterea plantelor legumicole pentru bulbi este dependentă de temperatură, fiind corelată liniar cu rata de creştere în limitele de 6–20 °C (Brewster, 1997). Substanţa uscată din plantele de ceapă este corelată liniar cu gradele/zi acumulate plecând de la baza de 6 °C, iar creşterea frunzelor este corelată cu gradele/zi acumulate pornind de la baza de 2 °C (Brewster ş.a., 1977).

Procesul de creştere a plantelor bulboase este sensibil la aprovizionarea cu apă şi cu substanţe minerale (Levy ş.a., 1981). Acest proces

necesită cantităţi mari de fosfor şi potasiu, dar absorbţia azotului se face cu dificultate (Greenwood ş.a., 1980, 1992).

Procesul de creştere a plantelor legumicole pentru bulbi este influenţat şi de temperatura la care a fost păstrat arpagicul sau bulbilii. Astfel, păstrarea usturoiului la temperaturi cuprinse între 5 şi 10 °C a generat creşterea mai rapidă a noilor plantule, comparativ cu variantele păstrate la temperatura de 20 sau 0 °C (Mann şi Minges, 1958).

Salinitatea solului reprezintă un factor important care condiţionează creşterea legumelor pentru bulbi. Leland (1994) a precizat că mărirea salinităţii cu 3,9 dS/m a produs diminuarea producţiei de usturoi cu 14,3 %. În acelaşi timp, salinitatea a determinat reducerea semnificativă a masei, diametrului bulbilor şi a substanţei uscate solubile, iar frunzele acumulează o cantitate mai mare de clor, sodiu şi calciu.

Rădăcinile se formează din radicula embrionului şi sunt funcţionale până la formarea bulbului, după care mor. În cazul plantelor de arpagic, unele celule ale tulpinii (disc) se dediferenţiază, dând naştere noilor rădăcini adventive, lipsite de peri absorbanţi, care se formează de la centru spre exterior.

Formarea rădăcinilor la bulbii de usturoi este rapidă la temperatura de 15 °C, cu 5–10 °C mai mică decât temperatura optimă pentru creşterea plantelor (Takagi, 1990).

Peste 90 % din rădăcini se găsesc la suprafaţa solului, la adâncimea de până la 30 cm.

Ascorbatul şi precursorul natural al acestuia: L-galactonă-gamalactonă au un efect stimulator asupra creşterii rădăcinilor la plantele de ceapă. Aceste substanţe reduc activitatea peroxidazelor libere din apoplast şi a celor legate de pereţii celulari reglând probabil extensia pereţilor celulari (Cordoba-Pedregosa ş.a., 1996).

Macklon ş.a. (1990) au urmărit absorbţia azotului nitric şi amoniacal de către rădăcinile plantelor de ceapă. S-a constatat că azotul amoniacal este absorbit rapid de către rădăcini, pe cale activă, şi este metabolizat în prezenţa glutamin sintazei. De asemenea, prezenţa azotului amoniacal a inhibat absorbţia azotului nitric şi transportul acestuia prin membranele plasmatice. Azotul nitric a avut un efect redus asupra absorbţiei azotului amoniacal, iar nitraţii absorbiţi au fost reduşi în rădăcini în prezenţa nitrat şi nitritreductazei.

În condiţiile carenţei de fier, plantele de usturoi dezvoltă simptome caracteristice de cloroză şi după 8 săptămâni ele se îngălbenesc (Tisserat şi Manthez, 1996). În aceste condiţii, plantele de usturoi îşi

intensifică transportul extracelular al electronilor, ceea ce determină reducerea EDTA-ului adăugat la soluţia nutritivă.

Kopsel şi Randle (1997) au precizat că seleniul şi sulful au un efect antagonic, cu toate că au o structură chimică similară. Seleniul se acumulează în cantităţi relativ mici în rădăcini, în cantităţi mari în frunze şi foarte mici în bulbi. Acumularea acestui element în toate organele plantelor este liniară şi corelată cu creşterea concentraţiei de Na_2SeO_4.

Rădăcinile de ceapă formează cu ciupercile din genul *Glomus* **micorize vezicular-arbusculare.** Ciupercile micoritice colonizează celulele corticale din rădăcinile bulbilor de ceapă, din care absorb glucide şi cedează în schimb apă şi substanţe minerale, mai ales fosfor.

Smith ş.a. (1985) au constatat că în condiţiile solurilor sărace în fosfor, endomicorizele stimulează creşterea plantelor legumicole pentru bulbi şi acumularea azotului. În cazul prazului, s-a constatat că micorizele cu *Glomus fasciculatus* determină creşterea numărului de rădăcini cu meristeme apicale inactive şi scade ritmul diviziunilor celulare. Cauzele acestui fenomen nu sunt precizate.

Colonizarea rădăcinii cu *Glomus deserticola* începe la 3 zile după inoculare şi acoperă 50% din lungimea totală a rădăcinilor după 21 de zile. Colonizarea cu *Glomus mosseae* şi *Glomus interadices* are loc după 12 zile şi atinge 15 şi, respectiv, 37% după 21 de zile (Afek ş.a., 1990). Waterer şi Coltman (1988) au constatat că inocularea cu ciuperca *Glomus aggregatum* determină creşterea concentraţiei fosforului din tulpină şi a masei uscate totale, numai când concentraţia de fosfor a fost foarte scăzută.

Shachar-Hill ş.a. (1995) au studiat metabolismul glucidic al micorizelor vezicular-arbusculare simbionte cu plantele de praz. *Glomus etunicatum* transformă glucoza absorbită de la planta-gazdă în trehaloză şi glicogen, care constituie substanţele de rezervă ale ciupercii.

Tulpiniţa embrionului este mică, fiind situată la baza cotiledonului. Din aceasta se formează tulpina plantelor mature.

Tulpina cepei este subterană, turtită, cu noduri şi internoduri foarte scurte. La noduri se formează frunzele care au divergenţa de 1/2. Aceste primordii încep să crească şi acumulează substanţe de rezervă, iar tecile frunzelor devenite cărnoase se acoperă unele pe altele formând bulbul. La mijlocul tecilor se găsesc, de obicei, 1–8 muguri. Din mugurul terminal al tulpinii subterane care va creşte în următorul an se formează o tulpină aeriană, în vârful căreia se for-

mează florile, fructele şi seminţele. Tulpina falsă a prazului este formată din alungirea tecii frunzelor şi a limbului tânăr.

Frunzele prazului rezultă dintr-un meristem în formă de inel, situat în interiorul frunzei formate anterior. Iniţiile foliare sunt opuse şi alterne, iar la baza frunzelor este vizibilă o ligulă.

Ritmul de apariţie a frunzelor este determinat de temperatură. Astfel, Espagnacq ş.a. (1987) au constatat că pentru apariţia unei frunze sunt necesare 100 grade/zi, cu baza 0 °C. Messiaen ş.a. (1993) au constatat că plecând de la baza de 0 °C, suma temperaturilor necesare pentru formarea unei noi frunze de usturoi este de 93–100 °C.

În cazul cepei, tecile hipertrofiate, cărnoase ale frunzelor intră în alcătuirea bulbului, în timp ce limbul, situat deasupra solului, este alungit, fistulos, de culoare verde. Trecerea de la teacă la limb este delimitată de un colet, care se înmoaie la maturitate. La exterior bulbul este învelit de tunici pergamentoase, cu rol de protecţie.

Liu şi Post-Beittenmiller (1995) au analizat cerurile epicuticulare de pe frunzele de praz. Acestea sunt sintetizate de celulele epidermice şi sunt constituite din cca 20% lipide solubile în cloroform, ce conţin predominant acizi graşi saturaţi. Celulele epidermice conţin o stearoil-ACP tioesterază care poate juca un rol important în sinteza acizilor graşi saturaţi necesari pentru ceruri.

Suprafaţa foliară a plantelor de usturoi ajunge la mijlocul lunii iulie la 600 cm^2, iar indicele suprafeţei foliare este 1 în cazul unei densităţi de 166 000 plante/ ha Messiaen ş.a. (1993). Brewster (1994) menţionează că la 645 grade/zile se ajunge ca plantele de ceapă să aibă un indice al suprafeţei foliare de 3,2, în cazul unei culturi cu densitatea de 60 plante/ m^2. Valoarea maximă a indicelui suprafeţei foliare se realizează în faza de 8–9 frunze.

Fotosinteza plantelor legumicole pentru bulbi este de tipul C3. Activitatea ribulozo-1,5-difosfat carboxilazei prezintă o creştere însoţită de realizarea unui maximum care precede sfârşitul fazei de creştere a frunzelor, urmată de o descreştere pe parcursul fazelor de maturare şi senescenţă (Steer şi Darbyshire, 1979).

Cercetările efectuate de Genchev (1970) referitoare la pigmenţii clorofilieni din frunzele de ceapă au scos în evidenţă faptul că proporţia acestora raportată la substanţa uscată scade din zona apicală spre cea bazală.

Formarea bulbilor este stimulată de temperaturile cuprinse între 21 şi 26 °C. Procesul respectiv este stimulat şi de fotoperioadele lungi de 15 ore, în cazul soiurilor nord-europene şi de 13 ore, în cazul celor

mediteraneene. Abdalla (1967) a precizat că formarea bulbilor are loc mai repede la temperaturi cuprinse între 27 şi 30 °C decât la temperaturi mai ridicate (38–49 °C).

În cazul culturilor de ceapă, procesul de formare a bulbilor se desfăşoară mai repede la plantele obţinute din arpagic, comparativ cu cele obţinute din sămânţă.

Procesul de formare a bulbilor este influenţat şi de raportul dintre radiaţiile roşii şi roşu îndepărtat recepţionate de către frunze. Mondal ş.a. (1983) au constatat că în cazul existenţei unui indice mare al suprafeţei foliare, frunzele reţin o cantitate mai mare de radiaţii roşii, valoarea raportului dintre radiaţiile roşii şi roşu îndepărtat scade, ceea ce stimulează procesul de formare a bulbilor. Ca urmare, toate măsurile agrotehnice care determină creşterea suprafeţei foliare şi, respectiv, a indicelui suprafeţei foliare, vor conduce la intensificarea ritmului de creştere a bulbilor.

Brewster (1994) menţionează că valoarea coborâtă a raportului dintre radiaţiile roşii şi roşu îndepărtat, fotoperioadele lungi şi temperatura ridicată stimulează formarea şi creşterea bulbilor.

Ca şi în cazul cepei, formarea bulbilor şi a bulbililor de usturoi necesită fotoperioade lungi, temperatură ridicată şi o valoare scăzută a raportului dintre radiaţiile roşii şi roşu îndepărtat (Terabun,1978). De asemenea, păstrarea usturoiului de sămânţă la temperaturi de 0–5 °C a indus formarea rapidă a bulbilor după plantare (Mann şi Minges, 1958). Efectele temperaturii coborâte au putut fi observate numai după o perioadă de păstrare de minimum 4 săptămâni, la temperatura de 5 °C. Dacă după aceasta bulbii au fost expuşi pentru o durată similară sau mai mare, la temperatura de 20–25 °C, efectul temperaturii coborâte a fost anulat şi formarea bulbilor a fost întârziată.

Fertilizarea are un efect deosebit asupra creşterii bulbilor de ceapă.

François (1991) a aplicat la culturile de ceapă soluţii conţinând bor în concentraţie de 0,5–20,0 mg/l. Rezultatele obţinute au evidenţiat că producţia de ceapă şi usturoi a scăzut cu 2,7 şi, respectiv, 1,9 % cu fiecare unitate (mg/l) de creştere a borului din soluţie până la aproximativ 4,3 şi, respectiv, 9,8 mg/l. Creşterea concentraţiei de bor a determinat reducerea masei şi a diametrului bulbilor, iar concentraţia de bor din bulbi a fost corelată direct cu concentraţia borului din soluţie.

Tabelul 4.1 . **Principalele componente chimice din legumele pentru bulbi**

Specia	*Valoare energetică, kJ/100 g*	*Glucide solubile, %*	*Protide, %*	*Lipide, %*	*Apă, %*	*Substanţe minerale, %*
Ceapă	189,2	9,4–10,0	1,0–1,4	0,10–0,40	86–89	0,57–0,60
Praz	158,6	4,5–9,2	2,0–2,5	0,25–0,44	86–91	0,82–0,90

Tabelul 4.2. **Conţinutul în vitamine al legumelor pentru bulbi (mg/ 100 g) (după Souci ş.a., 1981)**

Specia	*Tiamină*	*Riboflavină*	*Piridoxină*	*Nicotinamidă*	*Acid folic*
Ceapă	0,03	0,03	0,13	0,20	0,007
Praz	0,20	0,08	–	0,60	–
Usturoi	0,10	0,06	0,25	0,53	–

Specia	*Acid pantotenic*	*Acid ascorbic*	*Tocoferol*	*Filochinonă*	*Biotină*
Ceapă	0,17	8	0,20	–	0,003
Praz	–	14	0,10	–	–
Usturoi	–	30	2,00	–	–

Cantitatea de substanţe acumulate în plantele legumicole pentru bulbi şi, respectiv, calitatea acestora variază în funcţie de specie, soi şi condiţiile de cultură (*Tabelele 4.1* şi *4.2*).

Se remarcă faptul că usturoiul acumulează o cantitate mai mare de glucide totale şi de proteine, ceea ce determină ca valoarea energetică a acestuia să fie mai mare.

Conţinutul de glucide din frunzele de ceapă scade de la baza frunzelor spre partea lor apicală. Scăderea este mai evidentă pentru triglucide şi mai puţin evidentă pentru glucoză (Steer şi Darbyshire, 1979).

Conţinutul de proteine din bulbi variază în funcţie de specie: este mai scăzut în bulbii de ceapă şi mai mare în cei de usturoi. Smeets ş.a. (1997) au identificat în bulbii de usturoi două lectine: ASAI şi ASAII, care se acumulează în timpul formării bulbilor şi dispar când din ei se formează noua plantulă. Frunzele conţin o altă lectină specifică:

Tabelul 4.3. **Conţinutul în substanţe minerale din plantele legumicole pentru bulbi (mg/ 100 g) (după Souci ş.a., 1981)**

Specia	*Na*	*K*	*Mg*	*Ca*	*Mn*	*Fe*
Ceapă	9,0	175	9	31	0,36	0,50
Praz	5,0	225	18	87	0,07	1,00
Usturoi	32,0	515	36	38	0,46	1,40

Specia	*Co*	*Cu*	*Zn*	*P*	*F*	*Cl*
Ceapă	0,01	0,08	140	42	0,04	–
Praz	–	0,30	0,31	46	–	24
Usturoi	–	0,26	1,0	134	–	30

ASAL, care este sintetizată în frunzele tinere şi persistă până la ofilirea acestora.

Se remarcă faptul că acidul ascorbic, principala vitamină din plante, se acumulează în cantitate mai mică în ceapă şi de 3,7 ori mai mare ca aceasta în usturoi.

Plantele legumicole pentru bulbi constituie o importantă sursă vegetală pentru substanţe minerale (*Tabelul 4.3*).

Bulbii de ceapă şi de usturoi acumulează o cantitate mare de potasiu, calciu, magneziu, sodiu, precum şi de nitraţi. Conţinutul de nitraţi din ceapa verde a variat între 1,999 ppm în frunze şi 1,009 ppm în bulbi. În cazul usturoiului, conţinutul de nitraţi a fost de 3,115 ppm în frunze şi 1,193 ppm în bulbi.

Culoarea bulbilor se datorează prezenţei flavonolilor, al căror conţinut variază între 0,03 şi 1,0 g/ kg, unele soiuri de ceapă necolorate şi unele soiuri de usturoi având cantităţi mici, nedetectabile de flavonoli (Leighton ş.a., 1992).

Price şi Rhodes (1997) au determinat flavonol glicozizii din 4 soiuri de ceapă. Rezultatele obţinute au evidenţiat că principalii flavonoizi din bulbii maturi de ceapă au fost 3,4'-0-diglucozidul (50 – 1 300 mg/ kg subst. proaspătă) şi 4'-0-monoglucozidul (36 – 394 mg/ kg subst. proaspătă), care reprezintă mai mult de 85 % din totalul flavonoizilor. Diferenţa faţă de 100 % o reprezintă 17 componenţi flavonici, dintre care ponderea o deţin quercetin-3-0-glucozidul şi izoramnetin glucozidul.

Substanţele flavonoide din bulbii de ceapă roşie sunt reprezentate de: quercetin 3,4,4′-O-β-triglucopiranozid şi quercetin 3,4′-β-diglucopiranozid, precum şi un dihidroflavonol mai rar: taxifolin 4′-O-β-glucopiranozid (Fossen ş.a., 1998). Park şi Lee (1996) au identificat în bulbii de ceapă 7 flavonoizi: quercetin, quercetin monoglicozid, quercetin diglucozid, izoramnetin, izoramnetin glucozid, rutin şi kampferol.

Aroma caracteristică pentru ceapă este determinată de prezenţa tiosulfinaţilor şi a tiosulfonaţilor (Nurstein, 1970). Randale ş.a. (1994) au urmărit procesul de sinteză al precursorilor pentru S-alkil-L-cistein sulfoxidul, compus important pentru aroma bulbilor de ceapă. Fertilizarea cu sulf a culturilor de ceapă a generat creşterea conţinutului bulbilor în S-metil-L-cisteină sulfoxid şi trans-S-(1-propenil)-L-cistein sulfoxid, intermediari ai aromei. Conţinutul de metil-L-cistein sulfoxidului variază între 300 şi 500 mg/ 100 g substanţă proaspătă (Thomas şi Parkin, 1994).

Kawakishi şi Morimiton (1994) au precizat că substanţele lacrimatoare sunt produse în urma acţiunii enzimei cistein sulfoxid liazei asupra S-alkyl-L-cistein sulfoxizilor şi S-alkenyl-L-cistein sulfoxizilor.

Clavey ş.a. (1997) au identificat în extractele de usturoi mici cantităţi de ajoen, substanţă cu potenţial rol antitrombotic, iar în extractul de ceapă au identificat: tiosulfinaţi, zwiebelani, bisulfine şi cepaene. Au fost identificaţi, de asemenea, compuşii alil din ceapă şi propil din usturoi. Ferary şi Auger (1996) au determinat în aroma de ceapă tiosulfinaţi, tiopropanal-S-oxid, zwibelani şi cepaene.

Rabinkov ş.a. (1994) au studiat enzima alliinază din bulbii de usturoi, care catalizează sinteza allicinei. Enzima respectivă este o glicoproteină alcătuită din două subunităţi cu greutatea moleculară de 51,5 kDa fiecare. Lawson (1993) a constatat că allicina (allil 2-propentiosulfinat) din usturoi este o substanţă ce diminuează semnificativ lipidele din sânge, iar Leighton ş.a. (1992) au precizat că flavonolii din această specie, reprezentaţi în principal prin quercetine, inhibă creşterea tumorilor.

În condiţiile atacului patogen, în bulbii de ceapă se biosintetizează fitoalexine. Tverskoj ş.a. (1991) au identificat două fitoalexine noi: 5-hexil-ciclopenta-1,3-diona şi 5-octil-ciclopenta-1,3-diona.

4.3. Dezvoltarea plantelor legumicole pentru bulbi

Ceapa este o plantă bianuală, care depăşeşte faza juvenilă şi realizează capacitatea de înflorire când s-a format un număr specific de frunze (10–16) sau când bulbul a acumulat substanţă uscată până la un nivel critic (Brewster, 1985). Greutatea uscată a bulbului variază în funcţie de soi.

Prazul realizează faza de maturitate numai când planta a atins o talie minimă, iar tulpina florală creşte în interiorul tulpinii false formate din frunze. Este o plantă fără cerinţe speciale pentru vernalizare. Inducţia florală la plante este stimulată de temperaturile coborâte (5 °C), de fotoperioadele lungi şi de factorii trofici.

Inducţia florală la plantele de usturoi variază în funcţie de soi, fotoperioadă, temperatura de creştere şi de durata şi temperatura de păstrare (Pooler şi Simon, 1993).

Messiaen ş.a. (1993) menţionează că bulbii de ceapă nu au nevoie de vernalizare pentru a înflori, dar vernalizarea stimulează înflorirea. Temperaturile de vernalizare variază după Messiaen ş.a. (1993) între 4 şi 15 °C, iar după Brewster (1987), între 7 şi 12 °C. Perioada de vernalizare a soiurilor japoneze este de 20 de zile la temperatura de 9 °C (Shishido şi Saito, 1976). După Brewster (1994), temperatura optimă pentru formarea inflorescenţelor variază între 15 şi 17 °C, iar durata optimă a fotoperiodismului este de 16–17 ore.

Temperatura de vernalizare pentru usturoi este de –2...2 °C (Takagi, 1990).

Fotoperiodismul lung scurtează durata vernalizării cepei (Brewster, 1985), în timp ce temperaturile ridicate (28–31 °C), dinaintea vernalizării, produc devernalizarea bulbilor. Inducţia florală este mai rapidă dacă bulbii s-au păstrat la temperaturi cuprinse între 9 şi 13 °C şi se prelungeşte dacă ei s-au păstrat la temperaturi mai scăzute, 3–5 °C (Aura, 1963).

În condiţiile din România usturoiul comun nu înfloreşte, numai usturoiul peren (rocambol) formează tulpini florale, dar în loc de flori şi seminţe – bulbili foarte mici.

Durata vernalizării este în funcţie de mărimea bulbilor şi scade o dată cu creşterea acesteia. Durata fotoperiodismului este în general mai mică decât cea a vernalizării şi e prelungită de fertilizarea abundentă cu azot (Brewster, 1983).

Inflorescenţa cepei este o cimă globuloasă, umbeliformă, alcătuită din 50–2 000 de flori cu o medie de 200–600 (Brewster, 1994), albe sau slab colorate, actinomorfe, hermafrodite, trimere şi pentaciclice.

Florile sunt formate din 3 sepale, 3 carpele sudate, fiecare conţinând 2 ovule, un pistil lung, 3 stamine interne şi 3 externe.

După formarea inflorescenţelor, ritmul de creştere al acestora se intensifică în corelaţie cu durata fotoperiodismului şi cu temperatura (Wien, 1997). În perioada cuprinsă între formarea inflorescenţelor de ceapă şi formarea florilor este necesară acumularea a 310 grade/zi, plecând de la baza de 10 °C (Brewster, 1982). Deschiderea florilor corespunde cu iniţierea procesului de secreţie a nectarului.

Înflorirea durează 10–25 de zile. Brewster (1994) menţionează că temperaturile ridicate scurtează perioada de înflorire. Astfel, aceasta este de 10 zile la 18 °C şi de 5 zile la 30 °C (Currah, 1986).

Temperatura optimă pentru polenizare este de 27 °C, iar creşterea tubului polinic se realizează în condiţii optime la temperatura de 35 °C ziua şi 30 °C noaptea, când fecundarea are loc în 3–4 zile. După Chang şi Struckmeyer (1976), temperatura optimă pentru creşterea tubului polinic este de 35 °C ziua şi 18 °C noaptea.

Eliberarea polenului precede receptivitatea stigmatului (protandrie) şi din această cauză polenizarea alogamă reprezintă cca 80%. Autopolenizarea nu depăşeşte 20%. Procesul de fecundare începe după 12 ore de la polenizare şi este completă în 3–4 zile (Rabinowitch, 1990). Ovarul conţine 6 ovule din care se formează 3–4 seminţe. În ovulele fecundate nucleele endospermului se divid fără a forma pereţi despărţitori. Aceştia încep să se formeze după 17 zile şi procesul se încheie după 24 de zile, ceea ce corespunde cu 450 grade/zi de la înflorit (Brewster, 1994). Diviziunea celulelor embrionului începe cu 3–4 zile mai târziu faţă de cele ale endospermului, iar embrionul este complet dezvoltat când sămânţa realizează masa maximă, respectiv după cca 45 de zile, când s-au acumulat 810 grade/zi de la înflorit, plecând de la baza 0 °C.

Temperaturile ridicate, peste 40 °C, determină o proporţie mare de avortare a embrionilor.

Fructul este o capsulă dehiscentă, care conţine până la 6 seminţe, de culoare neagră şi de formă neregulată. Substanţele de rezervă sunt depozitate în endospermul seminţelor, în sferozomi şi vezicule proteice.

Seminţele de praz sunt apte pentru germinare după 65–80 de zile de la înflorit.

4.4. Fiziologia postrecoltă

Fiziologia păstrării legumelor pentru bulbi se bazează pe existenţa repausului vegetativ şi urmăreşte prelungirea acestei perioade, cu scopul de a menţine calitatea comercială.

În timpul uscării cepei în vederea intrării în repausul vegetativ creşte conţinutul de substanţă uscată solubilă, ca urmare a pierderii apei prin transpiraţie. Are loc, de asemenea, scăderea acidităţii titrabile de 1,2 ori şi a conţinutului de acid ascorbic de 2,1 ori.

Repausul vegetativ (dormanţa) se caracterizează prin oprirea temporară a creşterii mugurilor din legumele bulboase şi reducerea activităţii fiziologice din celulele acestora. Cauza o constituie balanţa hormonală care este în favoarea hormonului inhibitor de creştere: acidul abscisic. Astfel, cercetările efectuate de Isenberg ş.a. (1974) au pus în evidenţă că la intrarea în repaus bulbii au un conţinut mare de acid abscisic, în timp ce conţinutul în auxine, gibereline şi citochinine este scăzut (*Fig. 4.1*).

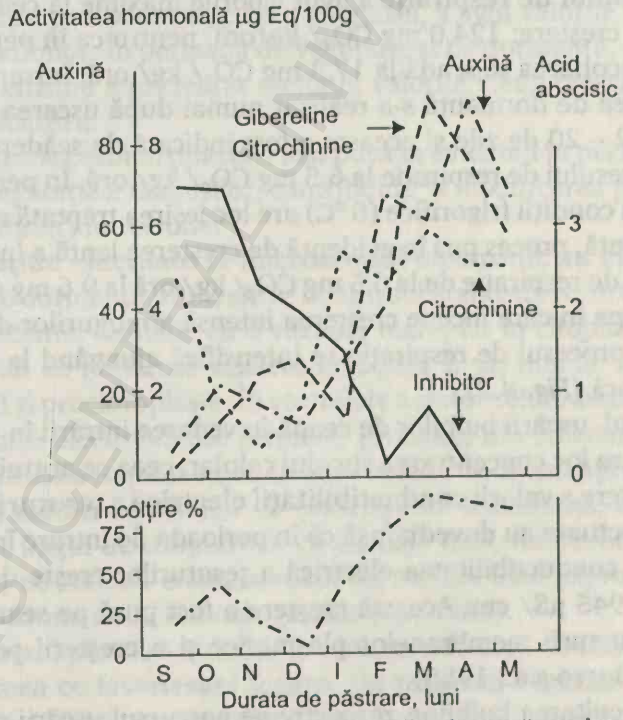

Fig. 4.1. Dinamica substanţelor de creştere din bulbii de ceapă, pe durata perioadei de dormanţă (după Isenberg ş.a., 1974)

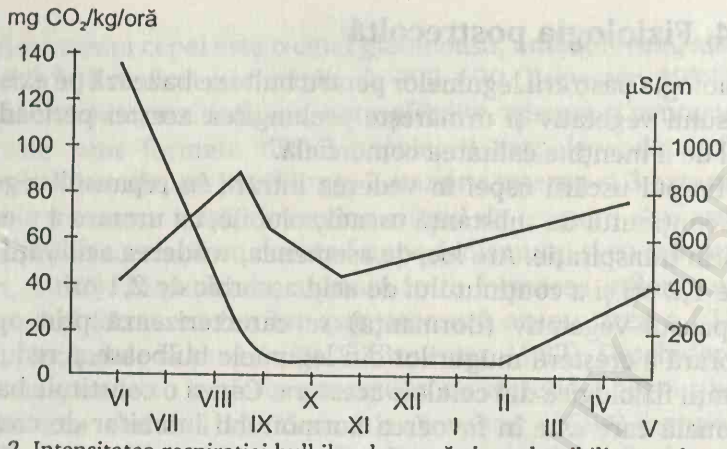

Fig. 4.2. Intensitatea respiraţiei bulbilor de ceapă şi conductibilitatea electrică a ţesuturilor

Analizele efectuate de Burzo ş.a. (1987) au precizat că **intensitatea procesului de respiraţie** a avut valorile maxime la ceapa aflată în faza de creştere: 124,0 mg CO_2/ kg/oră, pentru ca în perioada ce precede recoltarea să scadă la 17,3 mg CO_2/ kg/ oră. Intrarea bulbilor în starea de dormanţă s-a realizat numai după uscarea acestora timp de 12 – 20 de zile şi aceasta a fost indicată de scăderea intensităţii procesului de respiraţie la 6,5 mg CO_2/ kg/ oră. În perioada de păstrare în condiţii frigorifice (0 °C) are loc ieşirea treptată a bulbilor din dormanţă, proces pus în evidenţă de creşterea lentă a intensităţii procesului de respiraţie de la 6,5 mg CO_2/ kg/ oră la 9,6 mg CO_2/ kg/ oră. În etapa în care începe creşterea intensă a mugurilor din bulbii de ceapă, procesul de respiraţie se intensifică ajungând la 35,5 mg CO_2/ kg/ oră (*Fig. 4.2*).

În timpul uscării bulbilor de ceapă în vederea intrării în repausul vegetativ are loc concentrarea sucului celular, ceea ce ar trebui să indice o creştere a valorii **conductibilităţii electrice a ţesuturilor**. Cercetările efectuate au dovedit însă că în perioada de intrare în faza de dormanţă, conductibilitatea electrică a ţesuturilor creşte de la 512 µS/ cm la 945 µS/ cm. Această creştere a fost pusă pe seama deteriorării structurii membranelor plasmatice şi a creşterii permeabilităţii lor (Burzo ş.a., 1986).

După recoltarea bulbilor, respectiv pe parcursul uscării acestora, are loc un proces de deshidratare, care are drept scop eliminarea apei de pe suprafaţa lor şi evitarea dezvoltării microorganismelor patoge-

ne. Această deshidratare este resimţită şi de ţesuturile din interiorul bulbilor, în care se constată creşterea aparentă a glucidelor solubile, în cazul raportării la substanţa proaspătă. Astfel, la recoltare conţinutul mediu de glucide solubile a fost 1,9 %, pe parcursul păstrării crescând la 3,1 % în tulpina disc, 2,4 % în frunzele de depozitare şi 1,9 % în muguri.

Conţinutul în acid ascorbic a scăzut pe parcursul perioadei de păstrare în toate organele bulbului. Astfel, la recoltare s-a determinat o valoare medie de 10,14 mg/ 100 g, iar în perioada repausului vegetativ a scăzut la 9,19 mg/ 100 g în mugur, 6,29 mg/ 100 g în frunzele de depozitare şi 4,84 mg/ 100 g în tulpină.

Activitatea catalazei are valoarea maximă în tulpina bulbilor (disc) şi valoarea minimă în frunzele ce conţin substanţe de rezervă. În faza de dormanţă s-a constatat diminuarea activităţii acestei enzime, ca în perioada de ieşire din dormanţă să se producă o intensificare a activităţii acestei enzime.

Activitatea peroxidazei, ca şi a catalazei, a avut valorile maxime în tulpina bulbilor. În perioada de vegetaţie şi de dormanţă, activitatea acestei enzime a prezentat oscilaţii, valorile medii crescând lent în timpul păstrării.

Activitatea ascorbinoxidazei a fost pusă în evidenţă în perioada de intrare în vegetaţie a mugurilor, contribuind la modificarea potenţialului oxidoreducător celular.

Observaţiile efectuate la microscopul electronic au evidenţiat că în faza de dormanţă, frunzele ce conţin substanţe de rezervă au celulele senescente. Celulele au o vacuolă mare, iar în citoplasma dispusă parietal se remarcaă nucleul aplatizat şi un număr redus de mitocondrii şi procloroplaste. În vacuolele acestor celule sunt depozitate substanţe electrondense formate, probabil, din leucoantociani. În zona centrală a tulpinii bulbului aflat în faza de dormanţă s-au pus în evidenţă alături de celulele cu caractere de senescenţă, celule cu un conţinut bogat de citoplasmă, cu vacuole mici, mitocondrii, procloroplaste, cu reticuli endoplasmatici şi nucleu bine exprimat, din care se vor forma noile radicule (Burzo ş.a., 1986).

Pe parcursul păstrării bulbilor are loc modificarea conţinutului în hormoni, ceea ce favorizează ieşirea din repausul vegetativ. Astfel, Isenberg ş.a. (1974) au constatat diminuarea lentă a conţinutului de acid abscisic din bulbi şi creşterea, mai întâi, a conţinutului de citochinine, apoi a celui de gibereline şi auxine.

Repausul vegetativ este mai lung, rata de încolţire mai redusă în cazul bulbilor păstraţi la temperatura de –2...0 °C şi la umiditatea relativă a aerului de 75%. Prin creşterea temperaturii la 7,5°C se stimulează ieşirea bulbilor din repausul vegetativ, care este însoţită de creşterea activităţii enzimatice, respectiv a proceselor de biodegradare a substanţelor de rezervă şi a intensităţii procesului de respiraţie. Temperaturile cuprinse între 10 şi 20 °C stimulează ieşirea bulbilor din repausul vegetativ (Miedema, 1994), iar cele ridicate, de 20–30 °C, au un efect inhibant asupra intrării în vegetaţie a bulbilor (Abdalla şi Mann, 1963), intensitatea procesului de respiraţie fiind mai mică comparativ cu probele păstrate la 5, 10 sau 15 °C (Mann şi Lewis, 1956).

Atmosfera controlată cu compoziţia 5% CO_2 şi 3% O_2 a determinat prelungirea perioadei de repaus vegetativ (Smittle, 1988). Prezenţa catafilelor favorizează menţinerea în interiorul bulbului a unei atmosfere îmbogăţite în dioxid de carbon şi sărăcite în oxigen. Aceasta a determinat diminuarea intensităţii procesului de respiraţie de 1,9 ori, comparativ cu bulbii la care catafilele au fost înlăturate (Burzo, 1986).

Intensitatea procesului de respiraţie creşte în limitele 0 – 10 °C de

Tabelul 4.4. **Intensitatea procesului de respiraţie a cepei şi usturoiului la 5 niveluri ale temperaturii, mg CO_2/ kg/ oră**

Specia	*0 °C*	*5 °C*	*10 °C*	*15 °C*	*20 °C*
Ceapă verde	30,2	52,3	76,0	102,9	140,3
Ceapă uscată	2,4	3,6	5,3	8,1	12,0
Usturoi	10,4	25,7	49,4	85,2	140,4

2,2 ori şi în limitele 10 – 20 °C de 1,8 ori, în cazul cepei, şi de 4,7 ori, respectiv de 2,8 ori, pentru usturoi (*Tabelul 4.4*).

Ieşirea din repausul vegetativ corespunde cu creşterea mugurilor care este precedată de acumularea citochininelor endogene (Midema, 1994).

În timpul intrării în vegetaţie, cele mai mari modificări fiziologo-biochimice au loc în muguri. Conţinutul în glucide solubile scade de 1,3 ori ca urmare a utilizării lor în procesul de respiraţie, iar aciditatea titrabilă şi acidul ascorbic cresc de 2,0 ori. Acidul ascorbic poate

fi implicat în modificarea potenţialului oxidoreducător din celulele mugurilor ce intră în vegetaţie.

Tratamentele cu substanţe inhibitoare de creştere, cum sunt hidrazida maleică şi Wondalhidul, prelungesc perioada de repaus vegetativ, permiţând menţinerea calităţii comerciale de la o recoltă la alta.

Cercetările efectuate au demonstrat că tratamentele cu hidrazidă maleică în concentraţie de 0,75–1,04%, efectuate în timpul perioadei de vegetaţie, au determinat inhibarea încolţirii cepei în perioada păstrării.

Wondalhidul aplicat prerecoltă în concentraţie de 1,25% inhibă încolţirea cepei, permiţând păstrarea acesteia de la o recoltă la alta (Gherghi ş.a., 1984).

4.5. Dereglări fiziologice

Arsuri (*sunscald*), produse de razele soarelui, apar la ceapa recoltată rămasă pe sol expusă la radiaţiile solare. Ţesuturile afectate au pete moi, de culoare albicioasă. Ţesuturile afectate pierd foarte repede apa şi se deshidratează (Bucur şi Burzo, 1971).

Această dereglare fiziologică creează posibilitatea extinderii atacului produs de *Erwinia* sp. care poate cauza pagube importante în timpul valorificării cepei.

Translucenţa ceroasă (*waxy breackdown*) apare sub forma unor pete adâncite, a căror suprafaţă este colorată în galben-deschis ca ceara. Bulbilul devine aproape translucid şi lipicios, dar nu se înmoaie. Frunzele protectoare externe nu sunt afectate de acest deranjament fiziologic.

Simptomele se manifestă la exteriorul bulbililor numai la sfârşitul perioadei de păstrare, când prin frunzele protectoare externe se observă culoarea maronie a bulbililor.

BIBLIOGRAFIE

Abdalla, A.A., Mann, L.K. – Hilgardia, 1963, 35, 85–112.

Abdalla, A.A. – Exp. Agric., 1967, 3, 137–142.

Afek, U. ş.a. – J. Amer. Soc. Hort. Sci., 1990, 115, 938–942.

Aura, K. – Ann. Agric. Fenniae., 1963, 2, 73–79.

Brewster, J.L. ş.a. – J. Hort. Sci., 1977, 52, 335–346.

Brewster, J.L. – Onions and other vegetable Alliums. IAB Int., 1994.

Brewster, J.L. – În The Physiology of Vegetable Crops. Wien edit. Wallingford, 1997.

Bryant, T.R. – Caryologia, 1969, 22, 127–137.

Bucur, E., Burzo, I. – Bolile, dăunătorii şi deranjamentele fiziologice la legumele depozitate. Redacţia revistelor agricole, nr.4, 1971.

Burzo, I. ş.a. – Bull. Acad. Sci. Agricol. Forest. No. 16, 1986, 109–115.

Burzo, I. – Tehnologia şi fiziologia păstrării produselor horticole. Bucureşti, 1983.

Calvey, E.M. ş.a. – J. Agric. Food Chem., 1997, 45, 4406–4413.

Chang, W.N., Struckmeyer, B.E. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1976, 101, 81–83.

Cordoba-Pedregosa, M.C. ş.a. – Plant Physiol., 1996, 112, 1119–1125.

Currah, L. – Studies of Flowering and Pollination in Onion. PhD thesis Univ. Londra, 1986.

Enăchescu, G. – Lucrări ştiinţifice ICLF., 1974, 3, 558.

Espagnacq, L. ş.a. – Rev. Hortic., 1987, 3, 29–31.

Ferary, S., Auger, J. – J. Cromatography., 1996, 750, 63–74.

Fossen, T. ş.a. – Phytochemistry., 1998, 47, 281–285.

François, L.E. – Hort Sci., 1991, 26, 547–599.

Genchev, S. – Fiziol. Rastenii, 1970, 1, 25–31.

Greenwood, D.J. ş.a. – J. Agric. Sci., 1980, 95, 457–469.

Greenwood, D.J. ş.a. – Fertilizer Res., 1992, 31, 305–318.

Heydecker, W. ş.a. – Nature., 1973, 246, 42–44.

Kawakishi, S., Morimiton, Y. – Food Phytochemicals for Cancer Prevention, 1994, vol. 546, 120–127.

Lawson, L.D. – ACS Symp. Series., 1993, 534, 306–330.

Leighton, T. ş.a. – ACS Symp. Ser. Am. Chem. Soc., 1992, 220–238.

Leland, E.F. – Hort. Sci., 1994, 29, 1314–1317.

Levy, D. ş.a. – Sci Hort., 1981, 14, 1–7.

Liu, D., Post-Beittenmiller, D. – J. Biol. Chem., 1995, 270, 16962–16969.

Lovato, A, Amaducci, M.T. – Proc. Int. Seed Test Assoc., 1965, 30, 803–820.

Macklon, A.E. ş.a. – J. Exp. Bot., 1990, 41, 358–370.

Mann, A.E., Lewis, D.A. – Hilgardia, 1956, 26, 161–189.

Mann, L.K., Minges, P.A. – Hilgardia, 1958, 27, 385–419.

Meets, K. ş.a. – Plant Physiol., 1997, 113, 765–771.

Messiaen, C.M. ş.a. – Les allium alimentaires reproduits par voie vegetale. INRA, Paris, 1993.

Miedema, P. – J. Hort. Sci., 1994, 68, 29–39.

Miyamoto, S. – Agron. J., 1989, 81, 202–207.

Mondal,M.F. ş.a. – Ann. Bot., 1986, 58, 207–219.

Nurstein, H.E. – The Important Volatile Flavours Components in Foods. Londra, 1970.

Park, Y.K., Lee, C.Z. – J. Agric. Food Chem., 1996, 44, 34–36.

Payne, J.F., Bal, A.K. – Phytochemistry, 1972, 11, 3105–3110.

Pooler, M.R., Simon, P.W. – Hort. Sci., 1993, 28, 1085–1086.

Price, K.R., Rhodes, M.J.C. – J. Sci. Food agric., 1997, 74, 331–339.

Rabinkov, A. ş.a. – Appl. Biochem. Biotechnol., 1994, 48, 149–171.

Rabinowitch, H.D. – Onions and Allied Crops, vol. I, Boca Raton, 1990, 113–134.

Randle, W.M. ş.a. – J. Agric. Food Chem., 1994, 42, 2085–2088.

Randle, W.M. ş.a. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1995, 120, 1075–1081.

Shachar-Hill, Z. ş.a. – Plant Physiol., 1995, 108, 7–15.

Shishido, Y., Saito, T. – J. Jap. Soc. Hort. Sci., 1976, 45, 160–167.

Smith, F.A. ş.a. – 1st. Eur. Symp. Mycorrhizae. Dijon, 1985, 371–375.

Smittle, D.A. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1988, 113, 877–880.

Souci, S.W. ş.a. – Die susammensetzung der Lebensmittel. Stuttgart, 1981.

Steer, B.T., Darbyshire, B. – New Phytol., 1979, 82, 59–68.

Takagi, H. – În Onions and Allied Crops. Rabinowitch şi Brewster edit. Boca Raton., 1990, 109–146.

Terabun, M. – Sci. Rep. Fac. Agric. Kobe Univ., 1978, 13, 1–6.

Thomas, D.J., Parkin, K.L. – J. Agric. Food chem., 1994, 42, 1632–1638.

Thompson, P.A. – În Seed Ecology. Heydecker, W. edit. Londra, 1973, 31–58.

Tisserat, B., Marthez, J.A. – J. Plant Nutr., 1996, 19, 129–143.

Tverskoi, L. ş.a. – Phytochemistry, 1991, 30, 799–800.

Villiers, T.A. – În Seed Ecology. Heydecker, W. edit. Londra, 1973, 265–288.

Waterer, D.R., Coltman, R.R. – J. Amer. Soc. Hort. Scvi., 1988, 13, 704–708.

Wheeler, T.R., Ellis, R.H. – Seed Sci. Res., 1991, 1, 57–67.

Wien, H.C. – The physiology of vegetable crops. Wallingford, 1997.

Le poireau guide pratique. CTIFL Paris, 1973.

Capitolul 5
Fiziologia plantelor legumicole pentru rădăcini tuberizate

Principalele plante legumicole pentru rădăcini tuberizate sunt: *Daucus carota* L. ssp. *sativus* (Hoffm.) *Hayek* (morcovul), *Pastinaca sativa L.* (păstârnacul), *Apium graveolens* L. var. *rapaceum* (Miil) *Gaud.* (ţelina), *Petroselinum hortense Hoffm.* (pătrunjelul), care fac parte din familia *Umbeliferae*. Alături de acestea pot fi încadrate şi *Raphanus sativus* L. (ridichea-de-lună) *Raphanus nigra* L. (ridichea neagră), din familia *Cruciferae* şi *Beta vulgaris* L. (sfecla), din familia *Chenopodiaceae*.

5.1. Fiziologia procesului de germinare

Fructele plantelor din familiile *Umbeliferae* şi *Chenopodiaceae* sunt achene, în limbajul agronomic fiind denumite seminţe, iar cele din familia *Cruciferae* au fructul silicvă.

Seminţele de morcov sunt mici, alungite, cu embrionul mic şi endospermul relativ bine dezvoltat. Seminţele de ţelină au endospermul aproape plan, situat pe partea ventrală a seminţei, iar cele de pătrunjel au tegumentul subţire, alipit de pericarp, un endosperm boltit şi un embrion mic. Seminţele de ţelină au un embrion rudimentar care trebuie să crească mai întâi în interiorul seminţei (Hayward, 1938) şi sunt sensibile la temperaturi ridicate.

Substanţele de rezervă sunt reprezentate de proteine şi lipide. Astfel, seminţele de morcov au un conţinut de 28 % proteine şi 24 lipide, cele de ţelină –19% proteine şi 32 lipide, iar seminţele de ridichi – 31% proteine şi 36 lipide (Earle şi Jones, 1962).

Seminţele plantelor legumicole pentru rădăcini tuberizate se caracterizează prin existenţa repausului vegetativ (dormanţă). Se-

minţele provenite din umbelele primare şi secundare au un repaus vegetativ mai puţin profund (Thomas ş.a., 1978) şi germinează mai bine.

Intensitatea procesului de respiraţie a seminţelor de legume pentru rădăcini tuberizate variază între 0,37 mg CO_2/ kg/ oră la ţelină şi 0,54 mg CO_2/ kg/ oră la morcov.

Seminţele de ţelină sunt fotoblastice, necesitând expunerea la lumină pentru a germina. Thomas (1996) a precizat că seminţele de pătrunjel au avut un procent mai mare de germinare la lumină, faţă de întuneric. Limitele maxime ale temperaturii de germinare sunt de 30°C în cazul germinării la lumină şi 28 °C – la întuneric.

Wien (1997) consideră că temperatura minimă pentru germinarea seminţelor de morcov este de 1,3 °C, iar limitele optime – 3–17 °C. Germinarea seminţelor de morcov este dificilă la temperatura de 35 °C şi este imposibilă la 40–45°C. După datele obţinute de INRA, în condiţii de laborator, ţinând cont de suma temperaturilor necesare pentru germinarea seminţelor (60 grade/zi) şi de temperatura de bază 3,5 °C, se poate prevedea durata perioadei de germinare a 50 % din seminţe. Aceasta este de 40 de zile la 5 °C, 9 zile la 10 °C, 5 zile la 15 °C, 4 zile la 20 °C şi 3 zile la 25 °C.

Seminţele de ţelină germinează la temperaturile de 10–15 °C, în condiţii de întuneric, şi de 15–25°C, în prezenţa luminii. Ele sunt foarte sensibile la temperaturi ridicate. La temperaturi mai mari de 30 °C se sintetizează o substanţă inhibitoare, a cărei compoziţie nu a fost încă precizată (Thomas ş.a., 1986).

Thomas ş.a. (1978) au precizat că seminţele de ţelină expuse la temperaturi coborâte 10–15 °C pot să germineze la întuneric, în timp ce expuse la temperaturi cuprinse între 20 şi 25 °C rămân în stare de repaus vegetativ la întuneric, devenind fotoblastice. Thomas (1989) consideră că lumina, prin intermediul fitocromului, determină sinteza giberelinelor, care stimulează sinteza enzimelor, implicate în mobilizarea substanţelor de rezervă. De asemenea, seminţele ţelinei pentru rădăcină au un repaus vegetativ mai profund şi necesită mai multă lumină pentru a germina, comparativ cu ţelina pentru peţioli (Thomas ş.a., 1978).

Procesul de germinare a seminţelor plantelor rădăcinoase are loc în trei etape. În prima etapă are loc absorbţia rapidă a apei şi imbibiţia coloizilor celulari. În faza a doua au loc modificări reduse ale conţinutului în apă, pentru ca în faza a treia să aibe loc o nouă creştere prin absorbţia apei, care coincide cu creşterea radiculei.

Taylor şi Ten Broeck (1988) au constatat că seminţele de morcov care au o masă medie relativ mică, de 1,0 mg, generează o forţă de 35 mN după maximum 5 ore, iar presiunea pe care o exercită celulele este de 117 kPa. Energia conţinută în substanţele de rezervă este de 23,8 J/ sămânţă.

Giberelinele şi, în special, GA $_{4+7}$ stimulează germinarea seminţelor de ţelină (Palevitch şi Thomas, 1976), iar citochininele pot stimula eficacitatea giberelinelor la temperaturi ridicate.

Spre deosebire de seminţele altor specii, cele de ţelină încep procesul de creştere nu prin alungirea radiculei, ci a embrionului. În continuare are loc creşterea radiculei la exteriorul seminţei, ceea ce indică sfârşitul procesului de germinaţie din punct de vedere biologic. Alungirea axei hipocotile determină împingerea cotiledoanelor la suprafaţa solului, caracteristică pentru creşterea epigee. Nutriţia plantulelor în această perioadă este heterotrofă, dar după câteva zile de la răsăritul plantulelor – autotrofă.

5.2. Creşterea plantelor legumicole pentru rădăcini tuberizate

După datele furnizate de INRA, pentru răsăritul plantulelor de morcov sunt necesare 130 grade/zile, plecând de la baza de 3,5 °C. Pentru răsărirea a 50% din plantule sunt necesre 87 de zile la temperatura de 5 °C, 20 zile la 10 °C, 11 zile la 15 °C, 8 zile la 20 °C şi 6 zile la 25 °C.

Durr ş.a. (1990) au pus în evidenţă trei faze pe parcursul procesului de creştere a morcovilor, cu următoarele particularităţi:

- faza 1: plantula este ataşată de seminţe prin cotiledoane şi durează 5,5 zile de la semănat sau 4 zile de la începutul germinării la temperatura de 20 °C;
- faza a 2-a: transportul substanţelor din cotiledoane către hipocotil, scăderea greutăţii cotiledoanelor şi diminuarea creşterii radiculei. Hipocotilul îşi continuă creşterea, reprezentând 50 % din greutatea plantulei;
- faza a 3-a: diminuarea ritmului de creştere a plantulei, după cca 11,5 zile de la semănat, la 20 °C.

Procesul de creştere al plantelor legumicole pentru rădăcini tuberizate este influenţat de caracteristicile speciei şi organului analizat, precum şi de condiţiile agropedoclimatice din perioada de vegetaţie.

Wien (1997) menţionează că ţelina este o specie cu creşterea intensă şi produce mai multă biomasă comparativ cu numeroase specii (sfeclă pentru zahăr, morcovi, conopidă, ceapă etc., iar White şi Strandberg (1978) au constatat că la soiul american de morcov "Imperator" rădăcina tuberizată are o viteză de creştere în lungime de 1 cm/ zi, la temperatura de 16 °C.

Lungimea şi forma rădăcinii sunt dependente de structura solului, respectiv de rezistenţa pe care o opune solul la penetrarea şi îngroşarea rădăcinii.

Creşterea plantelor de morcov variază în funcţie de temperatură (*Tabelul 5.1*). Cele mai mari creşteri au fost determinate la plantele cultivate la temperatura de 20 °C, urmate de cele cultivate la 24 °C (White şi Strandberg, 1978).

Temperatura optimă pentru creşterea morcovilor variază între 16 şi 21 °C (Barnes, 1936). Olimbios (1973) a constatat că ridicarea temperaturii tulpinii de la 15 la 25 °C şi menţinerea temperaturii rădăcinii la 15 °C au determinat modificări neînsemnate ale masei rădăcinilor şi a stimulat creşterea tulpinii. Dacă temperatura rădăcinii a constituit 25 °C şi cea a tulpinii 15 °C, masa rădăcinilor a scăzut cu 47 %, iar cea a tulpinilor a crescut cu 13 %. Cele mai bune rezultate s-au obţinut când temperatura rădăcinii a fost puţin mai redusă ca cea a tulpinii sau s-a păstrat la valoarea de 25 °C pentru ambele organe.

Hori ş.a. (1970) au constatat că temperaturile optime ale aerului pentru creşterea rădăcinilor de morcov variază între 13 şi 18 °C, iar temperatura optimă a solului – între 23 şi 28 °C.

Aprovizionarea cu apă a plantelor asigură creşterea normală a acestora. Pentru producerea unui kilogram de biomasă proaspătă, ţelina are nevoie de 23–34 kg apă (Shih şi Rahi, 1985). Conţinutul ri-

Tabelul 5.1. **Creşterea morcovului în 24 zile, în funcţie de temperatură (după White şi Strandberg, 1978)**

Temperatura, °C	*Organe aeriene, mg/ plantă*	*Organe subterane, mg/ plantă*	*Total, mg/ plantă*
16	44,7	81,6	126,3
20	219,0	215,2	434,2
24	281,3	110,3	391,6
28	54,9	39,2	94,1

dicat în apă al solului poate să producă diminuarea creşterii morcovilor, dacă durata de expunere depăşeşte 4 zile. Seceta determină reducerea ritmului de creştere a rădăcinii morcovilor, iar după Gorini (1979), în primele faze ale procesului de creştere, seceta determină creşterea raportului dintre ţesutul parenchimatic şi cilindrul central.

Hartmann (1985, 1986) a analizat evapotranspiraţia zilnică, care are o valoare medie ridicată: 6–7 mm/ zi, iar necesarul de apă în perioada de vegetaţie variază, în funcţie de soi, între 600 şi 900 mm. Perioadele critice pentru aprovizionarea cu apă a rădăcinoaselor sunt: perioada de răsărit, formarea frunzelor şi creşterea în grosime a frunzelor. Hartmann ş.a. (1986) consideră că cerinţa maximă faţă de apă se realizează după 10–12 săptămâni de la semănat.

Aprovizionarea cu substanţe minerale a plantelor legumicole pentru rădăcini tuberizate reprezintă un factor important care condiţionează calitatea rădăcinilor. Aprecierea gradului de nutriţie cu azot a fost făcută de Southards (1962) în funcţie de raportul rădăcini/ frunze. În cazul unei valori mai mari de 6,26, necesarul de azot este scăzut, o valoare de 4,4 indică necesitatea unui aport mediu de azot, iar valoarea 2,23 indică necesitatea unui aport mare de azot.

Caracteristicile morfo-fiziologice ale rădăcinii variază în funcţie de specie. În cazul morcovilor, radicula embrionului dă naştere unei tulpini pivotante, prevăzute cu patru şiruri de rădăcini laterale. După 46 de zile de la germinare, rădăcina şi axa hipocotilă încep să se tuberizeze, dând naştere rădăcinii metamorfozate, care variază ca formă şi culoare. În partea superioară a rădăcinilor tuberizate se găseşte hipocotilul tuberizat pe care se inserează rozeta de frunze. La exteriorul rădăcinilor metamorfozate se află suberul alcătuit din 3–4 straturi de celule aplatizate, sub acesta – feloderma, constituită din celule cu pereţii subţiri, bogate în citoplasmă, şi parenchimul cortical, bine reprezentat. Partea centrală a rădăcinii este alcătuită din floem, situat la exterior, şi xilem, situat la interior, separate de către cambiu. La mijloc se găseşte ţesutul medular.

Rădăcina pătrunjelului are formă conic alungită, cu lungimea de 12–30 cm şi grosimea de 2–5 cm.

În cazul ţelinei, rădăcina pivotantă formată în primul an, împreună cu axa hipocotilă şi cu o parte din axa epicotilă, prin tuberizare, iau o formă globuloasă, pe partea inferioară formându-se numeroase rădăcini secundare.

Ridichile sunt acoperite la exterior cu un strat de suber sub care se găseşte feloderma şi parenchimul cortical relativ slab dezvoltat. Spre

interiorul rădăcinii se găseşte floemul relativ redus şi xilemul cu parenchim lemnos bine reprezentat, care constituie ţesutul de depozitare.

Sfecla roşie are o structură caracteristică, determinată de îngroşarea rădăcinii şi a axei hipocotile. Întrucât la această specie cambiul îşi încetează activitatea timpuriu, îngroşarea rădăcinii se datorează generării spre exterior a unui cambiu nou, care formează fascicule liberolemnoase, separate de ţesut parenchimatic. Procesul respectiv se repetă de multe ori, formând inele alcătuite din fascicule liberolemnoase.

Creşterea diametrului rădăcinii morcovilor, ca urmare a depozitării substanţelor de rezervă, are loc relativ târziu. Acest proces începe abia după o lună de la semănat, după care se intensifică.

În rădăcinile metamorfozate ale plantelor din această grupă se depozitează substanţe de rezervă, ce le conferă valoarea alimentară, reprezentate prin diferite componente chimice (*Tabelul 5.2*).

Glucidele sunt reprezentate, în principal, de glucoză şi fructoză, al căror conţinut este de 1,6 % şi, respectiv, 1,4 % în morcovi, 0,18 % şi, respectiv, 0,26 % în păstârnac, 1,3 % şi, respectiv, 0,7 % în ridichile-de-lună, 0,6 % şi, respectiv, 0,4 % în ridichile negre şi 0,4, respectiv, 0,3 % în sfecla roşie. Transportul glucidelor de la organele fotosintetizante la cele de depozitare se realizează sub formă de zaharoză. Zaharozo sintaza este o enzimă importantă a metabolismului glucidic. Sebkova ş.a. (1995) au precizat că această enzimă reprezintă un tetramer cu greutatea moleculară de 320 kDa, cu un pH optim de 7,0 şi o temperatură optimă de 55 °C. Activitatea cea mai intensă a acestei enzime a fost determinată în rădăcinile şi peţiolii frunzelor din morcovii în curs de creştere. În sfecla roşie se acumulează cantităţi mai mari de zaharoză (7,7%) şi pentozani (1,1%).

Glucidele de rezervă, transportate sub formă de zaharoză, la nivelul rădăcinii, sunt biodegradate în prezenţa invertazei sau a zaharozo sintazei. Sturm (1996) a identificat în morcovi 3 izoenzime ale invertazei acide, care se acumulează ca polipeptide în vacuolă sau se leagă de pereţii celulari. Zaharozo sintaza este o enzimă localizată în citoplasmă şi este codificată de două gene. Bazat pe cercetările efectuate, Sturm a ajuns la concluzia că zaharozo sintaza din citoplasmă reglează utilizarea zaharozei, iar invertaza vacuolară controlează depozitarea zaharozei şi compoziţia glucidelor de rezervă.

Acizii organici sunt reprezentaţi, în principal, de acidul malic (293 mg/ 100 g), citric (51 mg/ 100 g) şi quinic (51 mg/ 100 g) în mor-

Tabelul 5.2. **Principalele componente chimice din rădăcinile tuberizate raportate la substanţa proaspătă (după Souci ş.a., 1981)**

Specia	*Valoarea energetică, kJ/ 100g*	*Glucide solubile, %*	*Proteine, %*
Morcov	168,9	6,0–9,3	0,7–1,2
Pătrunjel	257,0	1,7–2,6	2,1–3,4
Păstârnac	286,6	11,3–18,2	0,9–1,7
Ţelină	160,5	4,8–9,0	1,2–2,0
Ridiche-de-lună	80,7	1,8–4,0	0,8–1,2
Ridiche neagră	86,7	3,85	0,9–1,1
Sfeclă roşie	154,8	6,8–9,8	1,1–2,0

Specia	*Lipide, %*	*Apă, %*	*Substanţe minerale, %*
Morcov	0,10–0,30	87,5–89,7	0,66–1,02
Pătrunjel	0,60	86,5–90,2	1,51–1,74
Păstârnac	0,3–0,5	78,6–82,5	1,14–1,20
Ţelină	0,2–0,5	87,3–90,5	0,91–0,97
Ridiche-de-lună	0,1–0,2	93,3–95,5	0,79–1,00
Ridiche neagră	0,1–0,2	92,7–94,3	0,70–0,80
Sfeclă roşie	0,1–0,2	82,9–91,7	0,77–1,10

covi, de acidul citric (195 mg/ 100 g), oxalic (53,4 mg/ 100 g) şi acidul malic (37 mg/ 100 g) în sfecla roşie şi de acidul citric (3–200 mg/ 100 g) în ridichile-de-lună.

Pinilla ş.a. (1995) au analizat compuşii volatili din morcovi şi au constatat că ponderea o reprezintă geranil acetatul (51,7–76,95 %).

Conţinutul rădăcinilor tuberizate în vitamine este relativ scăzut (*Tabelul 5.3*), cu toate acestea el reprezintă o motivaţie pentru cultivarea plantelor şi pentru consum.

Pigmenţii din rădăcinile tuberizate sunt reprezentaţi de caroten şi antociani în morcovi şi betaină în sfecla roşie. Carotenul, care reprezintă provitamina A, se acumulează în cantităţi mai mari în soiurile din "grupa vestică", în timp ce soiurile din "grupa estică" acumulează pigmenţi antocianici. Determinările efectuate în dinamică au scos în evidenţă creşterea conţinutului în caroten şi realizarea unui maxim

Tabelul 5.3. **Conţinutul în vitamine din legumele pentru rădăcini tuberizate (mg/ 100 g substanţă proaspătă) (după Souci ş.a., 1981)**

Specia	*Tiamină*	*Riboflavină*	*Piridoxină*	*Nicotinamidă*	*Acid folic*
Morcov	0,07	0,05	0,09	0,60	0,01
Pătrunjel	0,12	0,08	0,20	2,0	–
Păstârnac	0,08	0,13	0,11	0,09	0,06
Ţelină	0,04	0,07	0,20	0,90	0,01
Ridiche-de-lună	0,03	0,03	0,06	0,25	0,02
Ridichea neagră	0,03	0,03	0,06	0,40	–
Sfeclă roşie	0,02	0,04	0,05	0,23	0,09

Specia	*Acid pantotenic*	*Acid ascorbic*	*Tocoferol*	*Filochinonă*
Morcov	0,27	8	0,70	0,08
Pătrunjel	0,03	35	1,80	–
Păstârnac	0,50	18	1,00	–
Ţelină	–	8	2,60	0,10
Ridiche-de-lună	0,18	29	–	–
Ridichea neagră	0,18	–	0	–
Sfeclă roşie	–	10	–	–

după 130–170 de zile de la semănat, după care urmează diminuarea lentă a conţinutului pe parcursul perioadei de maturare.

Heinonen (1990) a determinat conţinutul de caroteni din 19 soiuri de morcovi şi a constatat că α-carotenul a variat între 2,2 şi 4,9 mg/100 g, β-carotenul – între 4,6 şi 10,3 mg/ 100 g, γ-carotenul – între 0,6 şi 2,7 mg/ 100 g, iar luteina a variat între 0,1 şi 0,5 mg/100 g. Milicua ş.a. (1991) au identificat în morcovi un complex nou de carotenoide proteine cu greutatea moleculară de aproximativ 290 kDa. Acesta conţine 77,8 % fitoen, 6,8 % fitofluen, 7,8 % zeta-caroten, 3,5 % β-caroten, 2,3 % α-caroten, 1,2 % luteină şi 0,5 % epoxi-carotenoid.

Betanina, pigmentul roşu-violet din sfecla roşie, conţine D-glucoză şi este singurul pigment cu azot cunoscut.

Tabelul 5.4. Conţinutul în substanţe minerale din rădăcinile tuberizate (mg/100 g substanţă proaspătă) (după Souci ş.a., 1981)

Specia	*Na*	*K*	*Mg*	*Ca*	*Mn*	*Fe*
Morcov	60	290	18	41	0,21	0,66
Pătrunjel	33	880	41	203	–	6,8
Păstârnac	8	469	22	51	0,20	0,62
Ţelină	77	321	9	68	0,15	0,53
Ridiche-de-lună	17	225	8	34	0,12	1,50
Ridichea neagră	18	322	15	33	0,05	0,80
Sfeclă roşie	86	336	1	29	1,00	0,93

Specia	*Cu*	*Zn*	*P*	*F*	*Cl*
Morcov	0,08	0,39	35	0,03	61
Pătrunjel	0,21	0,92	63	0,11	156
Păstârnac	0,10	0,08	73	–	–
Ţelină	0,02	0,31	80	0,01	150
Ridiche-de-lună	0,15	0,16	26,4	0,07	44
Ridichea-neagră	0,13	0,20	29,0	–	19
Sfeclă roşie	0,19	0,59	45	0,02	0,35

În rădăcinile tuberizate se acumulează cantităţi mai mari de substanţe minerale în rădăcini, comparativ cu alte specii (*Tabelul 5.4*).

Conţinutul de calciu din rădăcinile tuberizate variază mult, cele mai mici valori fiind determinate în sfecla roşie şi cele mai mari – în pătrunjel. Hwang ş.a. (1997) au constatat că există două pompe de calciu, una cu greutatea moleculară de 120 kDa, localizată în membranele plasmatice şi ale reticulului endoplasmatic, şi a doua pompă cu greutatea moleculară de 127 kDa, asociată cu membranele plasmatice şi cu calmodulinul.

Rădăcinile metamorfozate de morcov şi pătrunjel acumulează cantităţi de nitraţi sub 100 ppm, iar cele de ţelină pot să acumuleze cantităţi de nitraţi mai mari de 100 ppm.

Von Hildegard şi Manss (1989) au precizat că ţesuturile exterioare ale morcovilor au un conţinut relativ scăzut în nitraţi, în ţesuturile exterioare (70 ppm), conţinutul este mai mare în ţesutul conducător (450 ppm) şi are valori maxime în frunze (1 400 ppm).

Cercetările efectuate la morcovi au scos în evidenţă că cel mai mare conţinut de nitraţi se află în ţesutul conducător situat central, care este de 8 ori mai mare ca cel determinat în ţesutul cortical. De asemenea, conţinutul în nitraţi este mai mare în zona bazală, comparativ cu zona apicală, care este mai tânără (Burzo ş.a., 1997).

Conţinutul de nitraţi variază în funcţie de soi. Granges şi Quindes (1982) au analizat 17 soiuri de morcovi şi au constatat că limitele de variaţie ale conţinutului de nitraţi sunt 53–717 ppm.

Îngrăşămintele azotate aplicate au determinat o variaţie mare a conţinutului în nitraţi din morcovi. Astfel, Auffray ş.a. (1980) au determinat în morcovi un conţinut de nitraţi de 252 ppm în cazul aplicării a zero kg N/ha, 564 ppm la aplicarea a 50 kg N/ ha, 1 010 ppm la 100 kg N/ ha şi 1 260 ppm la aplicarea a 150 kg N/ ha.

Intensitatea luminoasă şi temperatura scăzută contribuie la diminuarea ritmului de reducere a nitraţilor şi la acumularea acestora în ţesuturile morcovilor.

Guttormsen ş.a. (1995), studiind acumularea cadmiului în rădăcinile de morcov, au constatat că în cazul creşterii cantităţii de cadmiu aplicate în sol, în condiţiile fertilizării cu NPK, determină acumularea acestui element. Acumularea a fost mai mare cu 46 % în cazul pH-ului 5,5, comparativ cu 6,5. Cantitatea de cadmiu absorbită de morcovi a fost în medie de 1,3 g/ ha/ an.

Lafuente ş.a. (1996) au urmărit influenţa etilenei în concentraţie de 0,1–5,0 ppm şi a temperaturii de 1–15 °C asupra sintezei şi acumulării cumarinelor în rădăcinile de morcov. Expunerea morcovilor maturi la etilenă în concentraţie de 0,5 ppm şi la temperatura de 1 şi 5 °C timp de 14 zile a determinat realizarea unei concentraţii de izocumarină (8-hidroxi-3-metil-6-metoxi-3,4-dihidro-cumarină) de 20, respectiv, 40 mg/100 g epicarp. Morcovii nematuraţi acumulează o cantitate mult mai mare de cumarine, respectiv, 180 mg/ 100 g epicarp, după expunerea la 0,5 ppm etilenă timp de 14 zile , la temperatura de 5 °C. Creşterea concentraţiei de oxigen din atmosferă intensifică procesul de sinteză şi acumularea cumarinelor.

Caracteristicile morfofiziologice ale tulpinii pot fi sintetizate astfel: tulpina morcovului se formează din hipocotil şi are forma unui disc care se găseşte în partea superioară a rădăcinii tuberizate. În cazul ţelinei, la formarea tulpinii ia parte şi o parte din epicotil. În anul al doilea, mugurul din centrul rozetei generează tulpina floriferă, mai mult sau mai puţin fistuloasă, pe care se găsesc frunze şi ramificaţii care poartă inflorescenţe.

Caracteristicile morfofiziologice ale frunzelor plantelor pentru rădăcini tuberizate sunt relativ asemănătoare. În cazul morcovilor, frunzele rozetei din primul an sunt lung peţiolate, au limbul alungit triunghiular, ovat sau alungit ovat, de 2–4 ori penat sectat. Frunzele de pătrunjel sunt lung peţiolate, de 2–3 ori penat sectate, cu segmentele terminale obovat cuneate, penat sectate sau trilobate. Primele frunze de ţelină sunt bipenat sectate, iar cele care se formează mai târziu sunt simplu penat sectate (Zanoschi şi Toma, 1985).

Frunzele se formează şi cresc mai repede faţă de rădăcini. Astfel, la morcovi, soiul Imperator, frunzele ating lungimea de 13–18 cm în două săptămâni (Phan şi Hsu, 1973).

Krug (1991) menţionează că indicele suprafeţei foliare al plantelor de ridichi are valoarea medie de 4 m^2/ m^2.

Intensitatea procesului de **fotosinteză** a frunzelor de ţelină este mai mare decât a celorlalte plante cu tip fotosintetic C_3, ajungând la 35–65 mg CO_2/ dm^2/ oră (Fox ş.a., 1986).

Produşii primari ai procesului de fotosinteză, în cazul plantelor de ţelină sunt manitolul şi zaharoza (Everard ş.a., 1994). Aceste substanţe reprezintă şi forma de transport a asimilatelor prin plantele de ţelină, zaharoza fiind sintetizată în toate frunzele, iar manitolul numai în frunzele bătrâne (Davis şi Loescher, 1990).

Cercetările efectuate de Hu ş.a. (1997) au constatat că seva elaborată, provenită de la plantele de ţelină, conţine bor sub forma complexului manitol-B-manitol. Complexele boroorganice ar putea să favorizeze transportul substanţelor prin floem.

Glucidele de rezervă depozitate în peţiolii frunzelor de ţelină sunt reprezentate de manitol, glucoză, fructoză şi cantităţi mai mici de zaharoză (Keller şi Matile, 1989). Rezultate similare au obţinut şi Stoop şi Pharr (1994). Cantitatea maximă de manitol a fost determinată pe tot parcursul perioadei de vegetaţie, cu excepţia fazei de senescenţă, în timp ce zaharoza şi hexozele au avut concentraţia maximă în peţiolii maturi.

Beier ş.a. (1994) au identificat în premieră prezenţa furanocumarinelor în frunzele de pătrunjel. Concentraţia totală a acestor substanţe este de 112 g/ g subst. uscată, iar principalele furanocumarine sunt: psoralen, bergapten şi xantotoxin.

Factorii de stres au o influenţă negativă asupra procesului de creştere şi de maturare a plantelor legumicole pentru rădăcini tuberizate. Gallie ş.a. (1995) au studiat efectul stresului termic asupra morcovilor şi au constatat că stresul de scurtă durată determină creşterea

conţinutului în proteine, iar prelungirea acestuia a determinat scăderea conţinutului de proteine. Acest efect se datoreşte creşterii duratei de viaţă a ARNm care este mai mare de 10 ori în condiţiile stresului termic. Stabilitatea variază în funcţie de severitatea şocului termic.

Creşterea concentraţiei soluţiei solului prin aplicarea de îngrăşăminte minerale, în scopul provocării reacţiilor caracteristice pentru stresul hidric la plantele de ţelină a determinat creşterea concentraţiei de manitol şi zaharoză din frunze, concomitent cu creşterea activităţii manozo-5-fosfat reductază şi zaharozofosfat sintază (Stoop şi Pharr, 1994). Rezultate similare au obţinut şi Everard ş.a. (1994), expunând plantele de ţelină la stresul salin.

Eckey-Kaltenbach ş.a. (1993, 1994,1997) au constatat că pătrunjelul răspunde la atacul patogen prin sinteza furanocumarinelor, la radiaţiile ultraviolete prin sinteza glicozizilor flavonici şi la tratamentele cu ozon, prin inducerea ambelor căi. Sinteza flavonelor s-a constatat după 3 ore de la aplicarea stresului, în timp ce sinteza glicozizilor flavonici şi a furanocumarinelor are loc după 12 şi, respectiv, 24 de ore. Principalul glicozid flavonic sintetizat în frunzele de pătrunjel este 6''-0-malonilapiin. În cazul stresului termic prelungit, s-a constatat că are loc sinteza proteinelor de şoc termic.

Ensminger şi Schafer (1992) au precizat că recepţia radiaţiilor ultraviolete ar putea fi făcută de un fotoreceptor flavinic care ar putea fi alcătuit din flavin mononucleotide, roseoflavine şi flavin adenin dinucleotide.

Ataga ş.a. (1993) au determinat în plantele de ţelină 5 furanocumarine: angelicin, bergapten, psoralen, trimetilpsoralen şi xantotoxină. Concentraţia de furonocumarine lineare a variat între 0,9 şi 9,9 µg/ g subst. proaspătă în ţesuturile libere de boli şi între 0,9 şi 48,5 µg/ g subst. proaspătă, în ţelina infestată cu viruşi.

Cantitatea de furanocumarine (psoralen, bergapten, xantotoxină şi izopimpinelin) din pătrunjelul proaspăt recoltat este, după Beier ş.a. (1994), de 112 mg/ 100 g subst. uscată. Alături aceste substanţe au mai fost identificate: saxalin, graveolone, isoimperatorin şi oxipeucedanin.

Afek ş.a. (1995) au precizat că marmesina mai mult decât furanocumarinele lineare ca psoralenele au rol principal în realizarea rezistenţei la patogeni a plantelor de ţelină. Creşterea sensibilităţii ţelinei la atacul patogen, după o lună de păstrare, a fost corelată pozitiv cu scăderea concentraţiei în marmesine şi negativ cu concentraţia de psoralen. Astfel, după o lună de păstrare a ţelinei la temperatura de

0 °C şi la 2 °C, concentraţia de psoralene a crescut de la 10 la 136, respectiv, 78 μg/ g subst. uscată, în timp ce concentraţia de maresmină a scăzut de la 33 la 4, respectiv, 11 μg/g subst. uscată. Atacul patogen s-a manifestat după această perioadă de păstrare pe 52 % din rădăcinile păstrate la 0 °C şi, respectiv, pe 27 % din cele păstrate la 2 °C.

Rushton ş.a. (1996) au constatat că atacul patogen determină sinteza unei proteine PR1, codificată de o familie de trei gene: pr1-1, pr1-2 şi pr 1-3. Corfhage ş.a. (1994) menţionează că transcripţia genei pr2 care codifică proteina corelată cu patogeneza este stimulată de elicitorii produşi de bacterii.

Cercetările efectuate de Hahlbrock ş.a. (1995) au precizat că un elicitor oligopeptidic derivat de la ciuperca *Phytophthora* spp. se leagă de receptorii din membrana plasmatică şi determină creşterea fluxului de ioni (Ca, H, K, Cl) şi sinteza apei oxigenate. În continuare s-a constatat creşterea gradului de fosforilare a diferitelor proteine şi activarea diferitelor gene de apărare, concomitent cu inactivarea altor gene neimplicate în reacţiile de apărare.

Bechert ş.a. (1995) consideră că reacţiile de apărare la atacul patogen implică inducţia sintezei proteinelor de apărare şi a substanţelor antibiotice cu greutate moleculară mică. Semnalul dintre percepţia atacului, activarea genelor şi biosinteza compuşilor secundari este asigurat de o cascadă de reacţii care se finalizează cu sinteza rapidă a acidului cis-jasmonic care induce enzimele specifice pentru sinteza substanţei antimicrobiene sanguinarină.

Fitoalexinele din plantele de pătrunjel sunt derivate ale cumarinelor solubile şi sunt reprezentate de acizii: 4-cumaric, ferulic şi 4-hidroxibenzoic, precum şi de tirosol şi metoxitirosol (Kauss ş.a., 1993). Kurosaki (1994) a precizat că morcovii atacaţi de ciupercile patogene sintetizează fitoalexina 6-metoximelleina din acetil CoA şi malonil CoA, în prezenţa enzimei 6-hidroximellein-O-metil-transferază.

5.3. Perioada de dormanţă

Plantele legumicole pentru rădăcini tuberizate care, în general sunt plante bianuale, au perioada de vegetaţie întreruptă de o perioadă de dormanţă.

La recoltare, rădăcinoasele se află într-o fază de incipientă a repausului vegetativ (Burzo ş.a., 1987). Aceasta este pusă în evidenţă de intensitatea procesului de respiraţie, care în perioada de recoltare a morcovilor variază între 50 şi 57 mg CO_2/ kg/ oră. Pe parcursul pe-

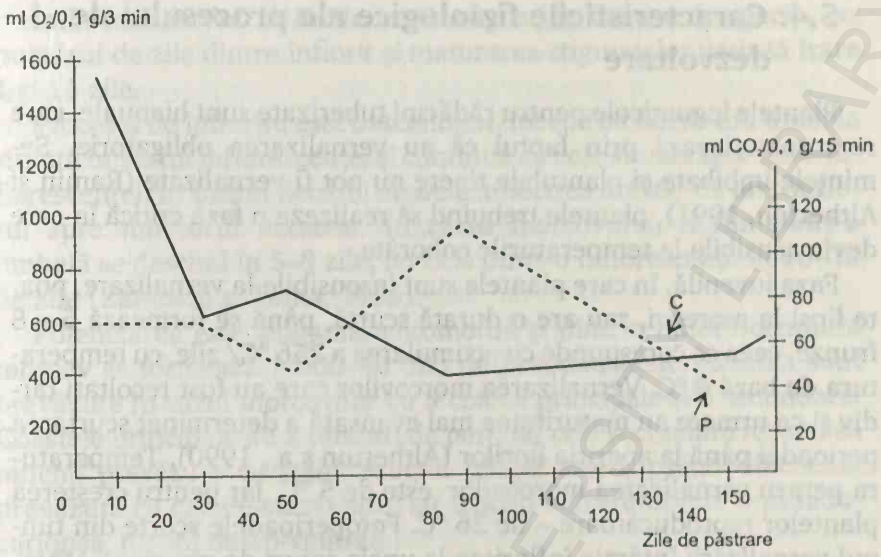

Fig. 5.1. Activitatea catalizei şi peroxidazei din ţesuturile morcovilor

rioadei de păstrare în condiţii frigorifice (0 °C), intensitatea acestui proces scade după 51 de zile la 26,8 mg CO_2/ kg/ oră şi după 87 de zile la 24,1 mg CO_2/ kg/ oră.

Activitatea catalazei a avut valoarea maximă în ţesuturile din zona coletului şi valoarea minimă în parenchimul medular. Pe parcursul perioadei de păstrare frigorifică, activitatea acestei enzime a scăzut de aproximativ 4 ori, valoarea minimă fiind determinată după 90 de zile de la depozitare. În următoarele 60 de zile, activitatea catalazei din ţesuturile din zona coletului a crescut de 1,5 ori, indicând ieşirea lentă din faza de dormanţă.

Activitatea peroxidazelor are o dinamică opusă cu cea a catalazei. Astfel, după 90 de zile de păstrare, când activitatea catalazei are valoarea minimă, peroxidazele au activitatea maximă, pentru ca în continuare activitatea catalazei să crească, iar cea a peroxidazelor să scadă (*Fig.5.1*).

Activitatea polifenoloxidazei a fost pusă în evidenţă numai după 138 de zile de păstrare a morcovilor în condiţii frigorifice, în ţesuturile coletului şi a parenchimului medular.

Activitatea ascorbinoxidazei a fost pusă în evidenţă numai în perioada de ieşire a morcovilor din perioada de dormanţă.

5.4. Caracteristicile fiziologice ale procesului de dezvoltare

Plantele legumicole pentru rădăcini tuberizate sunt bianuale, care se caracterizează prin faptul că au vernalizarea obligatorie. Seminţele îmbibate şi plantulele tinere nu pot fi vernalizate (Ramin şi Altherton, 1991), plantele trebuind să realizeze o fază critică în care devin sensibile la temperaturile coborâte.

Faza juvenilă, în care plantele sunt insensibile la vernalizare, poate lipsi la morcovi, sau are o durată scurtă, până se formează 6 – 8 frunze, ceea ce corespunde cu acumularea a 756 °C/ zile, cu temperatura de bază 0 °C. Vernalizarea morcovilor care au fost recoltaţi tardiv şi ca urmare au maturitatea mai avansată a determinat scurtarea perioadei până la apariţia florilor (Altherton ş.a., 1990). Temperatura pentru vernalizarea morcovilor este de 5 °C, iar pentru creşterea plantelor reproducătoare – de 26 °C. Fotoperioadele scurte din timpul vernalizării întârzie înflorirea la unele soiuri de morcovi (Atherton ş.a., 1984), în timp ce fotoperioadele lungi o stimulează (Fisher, 1956). Unele soiuri noi de morcovi sunt neutre din punct de vedere fotoperiodic (El Sayed Sakr şi Thompson, 1942; Hiller şi Kelly, 1979).

Vernalizarea plantelor de ţelină se realizează la temperaturi cuprinse între 6 şi 9 °C (Honma, 1959), în condiţii de fotoperioade scurte. Expunerea plantelor la fotoperioade lungi, în timpul vernalizării, inhibă înflorirea, dar după vernalizare astfel de temperaturi o stimulează.

Strefler ş.a. (1993) au precizat că unele soiuri de ridichi au vernalizare obligatorie, aşa cum este cazul soiului japonez: Chinese Radish Jumbo Scarlet. Plantele expuse la temperatura de 6 °C timp de 5 zile au înflorit în proporţie 50%, în timp ce plantele expuse timp de 30 de zile au înflorit în proporţie de 100%.

Wien (1997) menţionează că expunerea plantelor la temperaturi ridicate, imediat după vernalizare, determină devernalizarea acestora.

Tulpina floriferă este lungă şi ramificată, iar în vârful ramificaţiilor se găsesc inflorescenţele (umbele compuse), care conţin flori mici, actinomorfe, hermafrodite, pentamere. Fiecare floare lung pedicelată este alcătuită din 5 sepale mici, 5 petale albe sau colorate, 5 stamine şi un gineceu bicarpelar sincarp, care are ovarul inferior, două stile şi două stigmate.

Înflorirea are loc în lunile iunie–august, în funcţie de specie, iar numărul de zile dintre înflorit şi maturarea stigmatelor variază între 1 şi 11 zile.

Procesul de înflorire este descendent, începe cu florile din umbela situată în vârful inflorescenţei şi continuă cu cele situate spre baza inflorescenţei. În cadrul fiecărei umbele înflorirea are loc de la exteriorul spre interiorul acesteia. În cazul morcovului, florile dintr-o umbelă se deschid în 5–8 zile, iar cele dintr-o inflorescenţă în 10–20 de zile (Zanoschi şi Toma, 1985).

Polenizarea este alogamă, entomofilă şi dintr-o inflorescenţă de morcov se formează 1 000–40 000 de pseodoachene. Acestea sunt prevăzute în cazul morcovilor cu 5 coaste principale şi 5 secundare. Coastele principale au 2 rânduri de peri, iar cele secundare formează muchii prevăzute cu spini. Fructul ţelinei este o pseudodiachenă, prevăzută cu canale secretoare, iar fructul mărarului este o pseudocariopsă, turtită dorso-ventral.

Fiecare carpelă a pseudoachenelor de mocov poartă 2 ovule, din care numai una se dezvoltă.

Elballa şi Cantliffe (1996) au constatat că numărul de zile de înflorire, înălţimea tulpinii florale, numărul de umbele şi cantitatea de sămânţă scade liniar pe măsură ce temperatura zi–noapte creşte de la 17/ 12 la 33/ 28 °C. Seminţele obţinute în condiţii de temperatură ridicată (33/ 28 °C) au o maturare şi îmbătrânire mai rapidă, germinare necorespunzătoare, iar plantele obţinute au o vigoare redusă. În timpul polenizării şi al fecundaţiei, aceste temperaturi au un efect negativ reducând producţia de seminţe. Cea mai bună germinare s-a obţinut la seminţele maturate la 20/ 15 °C, iar cea mai rapidă germinare s-a obţinut la seminţele maturate la 23/ 18 °C.

Analiza seminţelor de ţelină efectuată de Zheng ş.a. (1994) a precizat existenţa în uleiul extras a 5 compuşi naturali: limonen, p-menta-2,8-dien-1-ol, p-menta-8 (9)-en-1,2-diol, 3-n-butil ftalid şi sedanolid care au rol în realizarea aromei caracteristice.

5.5. Fiziologia postrecoltă

Calitatea rădăcinilor reprezintă unul din principalii factori care determină menţinerea calităţii pe durata păstrării. Acestea trebuie să provină dintr-o cultură în care s-a aplicat o tehnologie corespunzătoare: respectiv o fertilizare echilibrată, tratamente fitosanitare la momentul optim şi recoltarea la un grad de maturitate cât mai

avansat, care permite intrarea rapidă în repausul vegetativ şi asigură menţinerea acestuia o perioadă mai îndelungată.

Legumele cultivate pentru rădăcini tuberizate se caracterizează prin existenţa unei perioade de dormanţă (repaus vegetativ), care coincide cu perioada de păstrare. În timpul recoltării, aceste legume se găsesc într-o fază incipientă a acestui proces, care se caracterizează printr-o intensitate respiratorie relativ mare (50–57 mg CO_2/ kg/ oră).

Intensitatea procesului de respiraţie a legumelor pentru rădăcini tuberizate variază în funcţie de specie şi temperatura de păstrare (*Tabelul 5.5*), se remarcă faptul că rădăcinoasele au o intensitate respiratorie scăzută.

Cea mai mică intensitate respiratorie s-a determinat la morcov şi cea mai mare la ridichile-de-lună. Cercetările efectuate în dinamică au dovedit că cea mai mare intensitate a acestui proces a fost stabilită în perioada de creştere, după care s-a constatat o diminuare lentă până în faza de maturitate. Pe durata perioadei de păstrare, intensitatea acestui proces a scăzut de cca 2 ori, concomitent cu realizarea etapei de endodormanţă.

Creşterea temperaturii din spaţiile de păstrare a determinat intensificarea procesului de respiraţie. Creşterea temperaturii cu 10 °C a dus la intensificarea procesului de respiraţie de 2,4 – 2,6 ori.

Biosinteza etilenei este lentă, cantitatea produsă de morcovi este în medie de 0,05 µl/ kg/ oră. Din acest punct de vedere, morcovii sunt clasificaţi în categoria produselor cu o sinteză foarte mică a etilenei.

Analiza componentelor organice din morcovi a evidenţiat scăderea lentă a conţinutului în zaharoză, concomitent cu creşterea celui de glucoză.

Tabelul 5.5. **Intensitatea procesului de respiraţie a legumelor pentru rădăcini tuberizate la 5 niveluri de temperaturi (mg CO_2/ kg/ oră)**

Specia	*0 °C*	*5 °C*	*10 °C*	*15 °C*	*20 °C*
Morcovi	4,9	10,1	16,4	26,1	56,2
Ridichе-de-lună	14,8	23,3	39,2	57,2	82,5
Sfeclă roşie	4,0	7,0	11,0	17,0	19,0
Ţelină	7,0	9,0	12,0	23,0	33,0

În condiţiile atacului patogen, morcovii sintetizează fitoalexina 6-metoximelleina, care are ca precursor dihidroisocumarinele. Kurosaki şi Nishi (1991) consideră că elicitorii care determină sinteza acestei fitoalexine pot fi etilena sau oligogalacturonidele.

Kato-Noguchi şi Watada (1996) au constatat că morcovii păstraţi în atmosferă cu concentraţie scăzută de oxigen prezintă o creştere a câtului respirator datorat mai mult reducerii concentraţiei de oxigen, decât a celei de dioxid de carbon. Fructozo-1,6-difosfatul se acumulează în proporţie mai mare la concentraţii scăzute de dioxid de carbon, corelat cu activitatea mai intensă a fosfofructokinazei. Ceilalţi metaboliţi ai ciclului Krebs nu au avut modificări semnificative, iar activitatea PPi fosfofructokinazei nefiind corelată cu modificările zaharozei se consideră că poate fi implicată în reglarea glicolizei în condiţiile unei concentraţii scăzute de oxigen.

5.6. Dereglări fiziologice

Defecte de creştere se manifestă la morcovi sub forma unor crăpături longitudinale, mai mult sau mai puţin profunde. Acestea se produc când după o perioadă secetoasă, în care ţesuturile externe au fost afectate, urmează una ploioasă şi călduroasă, în care procesul de creştere este stimulat. Ţesuturile interne neafectate de secetă au o creştere mai rapidă decât a celor externe, determinând formarea de crăpături (Bucur şi Burzo, 1971).

În cazul ţelinei, precipitaţiile abundente şi temperaturile ridicate stimulează procesul de creştere, dar între creşterea ţesuturilor interne şi cele externe există un decalaj, ceea ce determină formarea unor cavităţi interne.

Crăpăturile şi cavităţile interne nu evoluează în timpul perioadei de păstrare şi de valorificare, dar grefarea pe suprafeţele afectate a unor microorganisme poate să determine deprecierea acestora.

BIBLIOGRAFIE

Afek, U. ş.a. – Phytopathology, 1995, 85, 1033–1036.

Ataga, A.E. ş.a. – Physiol. Mol. Plant Pathol., 1993, 42, 161–168.

Atherton, J.B. ş.a. – J. Hort. Sci., 1984, 59, 213–215.

Atherton, J.B. ş.a. – J. Hort. Sci., 1990, 65, 423–429.

Auffray, A. ş.a. – Ann. Nutr. Alim., 1980, 34, 955–962.

Barnes, W.C. – Memoirs Cornell Agric. Exp. Stat., 1936, 186, 1–36.

Bechert, S. ş.a. – Proc. Natl. Acad. Sci. USA, 1995, 92, 4099–4105.

Beier, R.C. ş.a. – Phytochemistry, 1994, 36, 869–872.

Bucur, E., Burzo, I. – Bolile, dăunătorii şi deranjamentele fiziologice la legumele depozitate. Redacţia revistelor agricole, nr. 4, 1971.

Burzo, I. ş.a. – Bull. Acad. Sci. Agric. Forest., Nr. 17, 1987, 165–169.

Burzo, I. – Fiziologia şi tehnologia produselor horticole. Bucureşti, 1996.

Davis, J.M., Loescher, W.H. – Hort Sci., 1990, 26, 1404–1406.

Earle, J.A., Jones, Q. – Economic Botany, 1962, 16, 221–250.

Eckey-Kaltenbach, H. ş.a. – Phytochemistry, 1993, 34, 587–691.

Eckey-Kaltenbach, H., ş.a. – Plant Physiol., 1994, 104, 67–74.

Eckey-Kaltenbach, H. ş.a. – Plant mol. Biol., 1997, 33, 343–350.

El Sayed Sakr şi Thompson, H.C. – Proc. Am. Soc. Hort. Sci., 1962, 41, 343–346.

Ensminger, P.A., Schafer, E. – Photochem-Photobiol., 1992, 55, 437–447.

Everard, J.D. ş.a. – Plant Physiol., 1994, 106, 281–292.

Fisher, J.E. – Plant Physiol., 1956, 31, 36.

Fox, T.C. ş.a. – Plant Physiol., 1986, 82, 307–311.

Gallie,D.R. ş.a. – Plant Physiol., 1995, 108, 1703–1713.

Gorini, F. – La coltivazione della carota. Bologna, 1979.

Granges, A., Quinche, J.P. – Rev. Suisse Vitic. Arboric.,1982, 14, 337–341.

Guttormsen, G. ş.a. – Fertil. Res., 1995, 41, 27–32.

Hahlbrock, K. ş.a. – Proc. Natl. Acad. Sci. USA, 1995, 92, 4150–4157.

Hartmann, H.D. – Institut fur Gemusebau. Geisenheim, 1985.

Hartmann, H.D. – Institut fur Gemusebau. Geisenheim, 1986.

Hayward, H.E. – The Structure of Economic Plants. Macmilan edit. New York, 1938, 451–484.

Heinomen, M.J. – J. Agric. Food Chem., 1990, 38, 609–612.

Hiller, L.K., Kelly, W.C. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1979, 104, 253–257.

Honma, S. – Proc. Am. Soc. Hort. Sci., 1959, 54, 506–513.

Hori, Y. ş.a. – Bull. Hort. Res. Sta. Hiratsuka. Japonia, 1070, 9, 189–219.

Hu, H. ş.a. – Plant Phyisiol., 1997, 113, 649–655.

Hwang, I. ş.a. – Plant Physiol., 1997, 113, 535–548.

Kato-Noguchi, H., Watada, A.E. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1996, 121, 123–126.

Kauss, H. ş.a.– Plant Physiol., 1993, 102, 459–466.

Keller, F., Matile, M. – New Phytologist., 1989, 113, 291–299.
Korfhage, U. ş.a. – Plant cell., 1994, 6, 695–708.
Krug, H. – Gemuseproduktion. Berlin, 1991.
Kurosaki, F., Nishi, A. – Phytochemistry, 1991, 30, 1823–1825.
Kurosaki, F. – Phytochemistry, 1994. 37, 727–730.
Lafuente, M.T– J. Am. Soc. Hort. Sci., 1996, 121, 537–542.
Milicua, J.C.S. ş.a. – Phytochemistry, 1991, 30, 1535–1537.
Olymbios, C. – Physiological studies on the growth and development of the carrot. PhD thesis Univ. Londra, 1973.
Palevitch, D., Thomas, T.H. – Physiol. Plant., 1976, 37, 247–252.
Phan, C.T., Hsu, H. – Can. J. Plant Physiol., 1973, 53, 629–634.
Pinilla, M.G. ş.a. – J. Essen. Oil Res., 1995, 7, 433–435.
Presman, E. Negbi, M. – J. Exp. Bot., 1987, 38, 968–971.
Rushton, P.J. ş.a. – EMBO-J, 1996, 15, 5690–5700.
Sebkova, V. ş.a. – Plant Physiol., 1995, 108, 75–83.
Shih, R.F., Rahi, G.S. – Transaction of the Am. Soc. Agric. Eng. 1985, 28, 1212–1218.
Souci, S.W. ş.a. – Die susammensetzung der Lebensmittel. Stuttgart, 1981.
Stoop, J.M.H., Pharr, D.M. – Plant Physiol., 1994, 106, 503–511.
Stoop, J.M.H., Pharr, D.M. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1994, 119, 237–242.
Strefler, M.S. ş.a. – Hort Sci., 1993, 28, 123.
Sturm, A. – J. Exp. Bot., 1996, 47, 1187–1192.
Syeveni-Galambosi, Z. ş.a. – J. Essent. Oil Res. JEOR, 1992, 4, 375–380.
Taylor, A.G., Ten Broeck, C.W. – Hort Sci., 1988, 23, 367–369.
Thomas, T.H. ş.a. – Photochem. Photobiol., 1978, 27, 231–236.
Thomas, T.H. – Plant Growth Regul., 1989, 8, 255–261.
Thomas, T.H. – Plant Growth Regul., 1996, 18, 175–181.
Von Hildegard, M., Manss, F. – Gemuse, 1989, 8, 377–379.
White, J.M., Strandberg, J.O. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1978, 103, 344–347.
Wien, H.C. – The physiology of vegetable crops. Wallingford, 1997.
Wolf, E.A., Scully, B. – Hort Sci., 1992, 27, 1235–1236.
Yheng, G.Q. ş.a. – ACS Symp. Ser., 1994, 230–238.
*** – La carotte. Ctifl. Paris, 1992.

Capitolul 6
Fiziologia legumelor pentru frunze

Legumele pentru frunze fac parte din diferite familii. Astfel, din această grupă fac parte: *Lactuca sativa* L (salata), *Cichorium endivia* L. (cicoarea), *Cichorium intybus* L.(cicoarea de Bruxelles), din familia *Compositae; Spinacea oleracea* L. (spanacul), *Atriplex hortensis* L. (loboda), din familia *Chenopodiaceae; Apium graveolens* L. ssp. dulce Mill. (ţelina pentru peţioli), *Petroselinum crispum* (Mill) AN., cv. *crispum* (pătrunjelul creţ), *Feniculum vulgare* Mill. ssp. Dulce, cv. *Azoricum* (fenicul de Florenţa) din familia *Umbeliferae; Lepidium sativum* L. (creson de grădină), din familia *Cruciferae* şi *Tetragonia expansa* Murr. (spanac de Noua Zeelandă) din familia *Tetragoniaceae.*

6.1. Fiziologia germinării seminţelor

Substanţele de rezervă sunt reprezentate de 29 % proteine şi 38 % lipide în cazul seminţelor de salată şi 24 % proteine şi 7 % lipide în cazul seminţelor de spanac (Earle şi Jones, 1962).

Poliglucidele din pereţii celulelor seminţelor conţin 58 % manoză, 9,5 % galactoză, 10 % glucoză, 9,5 % arabinoză şi 10 % acid uronic (Halmer ş.a., 1976).

Embrionul seminţelor de salată este rudimentar şi trebuie să crească mai întâi în interiorul seminţei, înainte de a germina. Seminţele de salată se caracterizează prin existenţa unei perioade de repaus vegetativ impus de creşterea embrionului. Ikuma şi Thimann (1963) consideră că penetrarea radicelei spre exterior poate să aibă loc numai după ce o parte din celulozele şi hemicelulozele din pereţii celulari nu sunt biodegradate enzimatic. Inhibarea creşterilor în timpul perioadei de repaus vegetativ este determinată de prezenţa acidului abscisic, a cărui cantitate este de 0,70 mg/ kg subst. proaspătă (McWha şi Hillman, 1975).

În cazul seminţelor de salată s-a constatat că repausul vegetativ seminal poate fi indus şi de sinteza inhibitorilor giberelinelor (Khan, 1994). Seminţele mature aflate în repaus vegetativ sau ieşite din repaus au un conţinut scăzut de gibereline, aceşti hormoni fiind sintetizaţi în perioada de început a imbibiţiei.

Seminţele aflate în repaus vegetativ se caracterizează printr-o desfăşurare lentă a proceselor metabolice. Aceasta este evidenţiată de intensitatea procesului de respiraţie, care în cazul seminţelor de spanac aflate în starea de repaus vegetativ este de 0,47 mg CO_2/ kg/oră.

În timpul procesului de imbibiţie a seminţelor de salată masa acestora creşte cu 170 % în prima oră şi cu 270 % după 48 de ore (Levari, 1960). Imbibiţia seminţelor la temperatura de 25 °C este însoţită şi de creşterea numărului de poliribozomi, a sintezei proteinelor (Fountain, 1974).

Expunerea seminţelor de salată, în timpul procesului de imbibiţie, la temperaturi apropiate de 30 °C, determină intrarea lor în ecodormanţă (repaus vegetativ secundar), întârziind procesul de germinare. Aceasta s-a constatat în cazul în care expunerea la temperaturi ridicate s-a făcut din momentul începerii imbibiţiei şi a durat minimum 8 ore (Gray, 1977). În aceste condiţii axa embrionului nu a avut forţă suficientă pentru a pătrunde prin pericarp. Dacă seminţele de salată au fost expuse la temperaturi cuprinse între 15 şi 22 °C până după începerea diviziunii şi extensiei celulelor embrionului, expunerea la temperaturi ridicate nu mai are efect inhibitor, iar procesul de germinare este ireversibil (Cantlife ş.a., 1984).

Lumina are efecte diferite în funcţie de soi. Astfel, seminţele unor soiuri de salată, aşa cum este Grand Rapids, sunt fotoblastice, în timp ce alte soiuri sunt nefotoblastice, dar conţin fitocromi. Lumina determină transformarea fitocromului inactiv în fitocrom activ, valoarea raportului dintre fitocromul activ şi fitocromul total care este necesară pentru germinarea seminţelor de salată este 0,4 (Frankland şi Letendre, 1978).

Giberelinele stimulează ieşirea din repausul vegetativ, acidul giberelic având rol stimulator şi în germinarea seminţelor de salată la întuneric. Citochininele au un efect mai redus asupra procesului de germinare (Bewley şi Black, 1987). Aceste substanţe se biosintetizează într-o fază timpurie a procesului de germinare şi au rol stimulator în creşterea embrionului. În seminţele de salată care germinează au

fost identificate zeatina, kinetina şi zeatin ribozidul, precum şi compuşi intermediari ai biodegradării acestor substanţe.

Toyomasu ş.a. (1993) au determinat giberelinele din seminţele mature de salată şi au identificat: GA_1, 3-epi GA_1, GA_{17}, GA_{19}, GA_{20} şi GA_{77}. Lipsa unor gibereline ca: GA_3 şi GA_4 sugerează că principalul ciclu de biosinteză a giberelinelor din seminţele de salată este ciclul de 13-hidroxilare în care se formează GA_1, fiziologic activă în timpul germinării seminţelor de salată.

Citochininele pot să îmbunătăţească germinarea seminţelor de salată la temperaturi ridicate prin mărirea potenţialului de creştere (Takeba şi Matsubara, 1979).

Permeabilitatea pentru oxigen este mare şi scade rapid în perioada când seminţele sunt imbibate.

Pereţii celulelor endospermului din seminţele de salată au un conţinut mare de manani, care în timpul germinării pot fi biodegradaţi în prezenţa mananazei, constituind o sursă de glucide solubile. Activitatea (1-4)- β-manan hidrolazelor se intensifică de 100 de ori în 15 ore de la imbibiţia seminţelor.

Endo-β-mananaza este sintetizată de celulele endospermului, datorită faptului că seminţele de salată nu au un strat cu aleuronă distinct. Ritmul de formare a acestei enzime este controlat de tulpiniţa embrionului. Oligomananii rezultaţi în urma acţiunii endo-β-mananazei sunt descompuşi de β-manozidază care este sintetizată în cotiledon (Bewley şi Halmer, 1980). Seminţele uscate de salată conţin cantităţi mici de zaharoză care pot proveni şi din descompunerea rafinozei.

Proteinele de rezervă şi fitina sunt descompuse în timpul germinării, în prezenţa proteinazelor şi, respectiv, a fitazelor. Concomitent cu biodegradarea proteinelor are loc şi sinteza unor noi aminoacizi şi amide. Astfel, Klein (1955) a constatat că după 3 zile de la imbibiţia seminţelor de salată creşte conţinutul de alanină de 44 de ori, de treonină de 38 de ori, de leucină de 14,0 ori, de glutamină de 11,7 ori şi de asparagină de 8,0 ori.

Intensitatea procesului de respiraţie a seminţelor aflate în faza de repaus vegetativ este scăzută. Astfel, în cazul seminţelor de spanac intensitatea acestui proces este de 0,47 mg CO_2/ kg/ oră.

Cercetările efectuate în dinamică au dovedit existenţa a patru faze: faza I se caracterizează prin creşterea bruscă a intensităţii procesului de respiraţie, o dată cu imbibiţia seminţelor; faza a II-a are loc după imbibiţia seminţelor şi este o fază de anaerobioză care este de-

Tabelul 6.1. **Temperatura necesară pentru germinare şi suma grade/ zi necesară pentru răsăritul plantelor legumicole pentru frunze (după Wien, 1997)**

Specia	*Temperatura minimă, °C*	*Limitele de temperatură, °C*	*Suma, grade/zi*
Salată	3,5	6–21	71
Spanac	0,1	3–17	111

terminată de penetrarea cu dificultate a oxigenului prin pericarpul intact; faza a III-a care se caracterizează printr-o nouă intensificare a procesului de respiraţie cauzată de pătrunderea cu uşurinţă a oxigenului prin pericarpul fisurat; faza a IV-a în care se produce scăderea intensităţii procesului de respiraţie în timpul degradării cotiledoanelor.

Mitocondriile din celulele embrionului seminţelor uscate au un număr redus de criste, dar structura lor se modifică după câteva ore de la începerea procesului de creştere a embrionului (Srivastava şi Paulson, 1968).

Temperatura necesară pentru germinarea seminţelor de legume pentru frunze şi suma grade/zi necesară sunt în funcţie de specie (*Tabelul 6.1*).

Procesul de alungire a radiculei şi penetrarea acesteia în sol se face prin extensia celulelor existente şi nu este necesară diviziunea şi formarea de noi celule (Haber şi Luippold, 1960).

Alungirea axei hipocotile împinge cotiledoanele la suprafaţa solului, creşterea fiind epigee.

6.2. Procesul de creştere al legumelor pentru frunze

Etilena exercită o influenţă profundă asupra morfogenezei plantelor de salată. Janes ş.a. (1976) au constatat că etilena aplicată în concentraţii mici inhibă creşterea hipocotilului plantulelor de salată.

Richardson şi Hardgrave (1992) au cercetat influenţa temperaturii, dioxidului de carbon şi a fertilizării cu îngrăşăminte azotate asupra procesului de creştere a plantelor de salată. Greutatea plantelor a crescut uşor prin mărirea temperaturii din timpul zilei şi a nopţii de la 7/4 °C la 10/7 °C şi a concentraţiei de dioxid de carbon de la 350 la 1000 µl/ l. Cea mai mică creştere a producţiei a fost obţinută în cazul aplicării ureei ca îngrăşământ cu azot.

Fontes ş.a. (1997) au constatat că nivelul critic asociat cu producţia maximă de salată a fost de 1837 mg clorofilă/ kg subst. proaspătă şi 4,27 g N/ 100 g subst. uscată, în faza de 8 frunze şi 3,75 g N/ 100 g subst. uscată, la maturitate. Conţinutul de azot din sol asociat cu producţia maximă de substanţă uscată a fost 390 mg N/ kg sol.

Raikova ş.a. (1988) au constatat că utilizarea azotului de către plantele de salată este dependentă de regimul de nutriţie şi de soi. Coeficientul de utilizare a azotului variază între 56,6 şi 67,2 % şi scade pe măsură ce creşte doza de azot aplicată.

Creşterea plantelor de salată într-o soluţie hidroponică conţinând 1,5 şi 10 mmol KNO_3 a scos în evidenţă că cea mai mare producţie s-a realizat la varianta cu 5 mmol. Salinizarea soluţiei cu clorură de sodiu astfel încât conductibilitatea electrică a soluţiei a fost 4,75, 7,75 şi 10 75 dS/m nu a determinat modificări ale producţiei la variantele cu 5 şi 10 mmol KNO_3 când valoarea salinităţii a fost de 5 dS/ m. Creşterea salinităţii soluţiei cu 1 dS/ m, peste valoarea de prag, determină scăderea producţiei cu 6,5 % (Feigin ş.a., 1991).

În condiţii de salinitate, în frunzele plantelor de spanac se acumulează cantităţi diferite de sodiu. Acest ion se acumulează preferenţial în vacuolă, iar procesul de acumulare este însoţit de scăderea conţinutului de anioni: $Cl > PO_4 > NO_3 > SO_4$. Cloroplastele sunt aproape libere de ionii salini, iar compensarea osmotică se realizează prin acumularea de betaine (Schroppel-Meier şi Kaiser, 1988).

Rădăcina plantelor legumicole pentru frunze este pivotantă, putând ajunge până la 180 cm, dar radicelele se formează numai în stratul arabil al solului. Gallardo ş.a. (1996) au constatat că numai 35 % din radicelele speciei *Lactuca sativa* se găsesc în stratul de sol cu adâncimea de 20–80 cm, în timp ce la specia *Lactuca serriola* se găsesc 50 % din rădăcini.

Intensitatea procesului de respiraţie a rădăcinilor de salată este mai mare decât la alte specii, în medie de 151,32 mg CO_2/ kg/ oră.

Ruiz-Lozano ş.a. (1995) au studiat rezistenţa la secetă a plantelor de salată în funcţie de micorizele arbuscular-veziculare cu care sunt asociate. Clasificarea acestora în funcţie de substanţa uscată care se acumulează în tulpină este următoarea: *Glomus deserticola* > *Glomus fasciculatum* > *Glomus mosseae* > *Glomus etunicatum* > *Glomus intraradices* > *Glomus caledonium* > *Glomus ocultum*. Efectul protector al micorizelor cu *Glomus deserticola* s-a datorat proporţiei mici de diminuare a creşterii plantelor (9 %) în condiţii de stres. Plantele au avut o intensitate mai mare a transpiraţiei, o conductibilitate foliară mai

mare şi un conţinut sporit de prolină, azot şi fosfor. Rezultate similare au obţinut şi Azcon ş.a. (1996), care au constatat că plantele de salată colonizate cu *Glomus mosseae* au o intensitate fotosintetică mai mare şi o cantitate mai mare de prolină, în condiţii de stres.

Iorio ş.a. (1996) au urmărit în condiţii de seră efectul fertilizării cu două niveluri de fosfor (62 şi 224 ppm), trei niveluri de zinc (0, 017 şi 0,38 ppm) şi trei niveluri de cupru (0, 0,03 şi 0,06 ppm). Rezultatele obţinute au sugerat că interacţiunea P – Cu a fost pozitivă, iar cea dintre P şi Zn – negativă. În cazul zincului şi al cuprului s-a constatat creşterea absorbţiei radiculare şi scăderea translocaţiei spre frunze, când soluţia solului a avut un consum de lux.

Tulpina salatei este scurtă în timp ce tulpina spanacului – mai lungă (30–80 cm), fiind glabră, fistuloasă, simplă sau ramificată.

Frunzele de salată sunt scurt peţiolate, dispuse spiralat, acoperind meristemul apical. Frunzele exterioare sunt mai mari, cu nervura mijlocie bine dezvoltată. Dispunerea frunzelor diferă în funcţie de varietate: salată pentru căpăţână, marula sau salată pentru frunze.

Salata pentru căpăţână are dimensiunea frunzelor exterioare relativ mică, frunzele 8–18 au cea mai mare dimensiune, cele interioare – dimensiuni din ce în ce mai mici până la nivelul primordiului foliar, deoarece mugurul apical are o creştere activă şi închisă. Iniţial frunzele sunt plate, ulterior curbează spre interior, acoperindu-se unele pe altele. După ce s-au format 10–20 de frunze începe să se contureze căpăţâna.

Frunzele de spanac şi lobodă sunt lung peţiolate, dispuse altern, cele bazale au formă lanceolată, iar cele superioare sunt alungit ovate.

Numărul de stomate pe mm^2 suprafaţă foliară variază în cazul frunzelor de salată între10000 şi 24000 (Bourdu ş.a., 1975).

Creşterea frunzelor este influenţată, în principal, de lumină, temperatură, nutriţia minerală şi umiditate. Lumina redusă stimulează formarea unor frunze alungite, în timp ce intensitatea luminoasă mare determină formarea unor frunze la care raportul lungime/lăţime are o valoare mică (Bensink, 1971). Rezultă deci că efectul luminii asupra creşterii frunzelor este dependent atât de intensitatea radiaţiilor fotosintetic active, cât şi de intercepţia radiaţiilor luminoase, respectiv de indicele suprafeţei foliare.

Gaudreau ş.a. (1994) au subliniat că lumina este principalul factor care reglează creşterea şi dezvoltarea plantelor. Experienţele efectuate la salată care a fost expusă la fotoperioade de 16, 20 sau 24 de

ore şi la o intensitate a fluxului fotosintetic de fotoni de 50 sau 100 μmol/ m^2/ s au evidenţiat că lumina suplimentară determină creşterea semnificativă a biomasei (270 %), a fermităţii căpăţânii şi reducerea duratei ciclului de producţie cu 30 %. Aceste efecte pozitive au fost mai pronunţate în timpul ciclului de producţie de iarnă, când intensitatea luminii naturale este mai scăzută. Stimularea creşterii salatei a avut însă şi un efect negativ asupra creşterii proporţiei de căpăţâni afectate de necroza foliară, determinată de carenţa de calciu şi de acumularea rapidă a substanţei uscate.

Temperatura reprezintă principalul factor care condiţionează creşterea salatei, respectiv temperatura meristemului apical situat în apropierea solului. Din această cauză, ritmul de creştere al plantelor de salată corelează mai bine cu temperatura solului decât cu temperatura aerului (Scaife, 1973). Limitele de temperatură în care se poate desfăşura procesul de creştere al plantelor de salată variază între 7 şi 24 °C, cu un optimum la 18 °C (Lorenz şi Mainard, 1980). Temperaturile optime pentru formarea căpăţânilor sunt 19 °C ziua şi 11 °C noaptea.

Fontes ş.a. (1997) au constatat că cea mai mare producţie de salată se realizează când în sol se găsesc 390 mg N/ kg şi 34 mg NO_3/ kg. În aceste condiţii, salata în faza de recoltare conţine: 6361 mg NO_3/ kg subst. uscată, 3,75 g N/ 100 subst. uscată.

Intensitatea procesului de fotosinteză variază în funcţie de vârsta frunzelor, dar şi de gen, specie şi soi. Loboda are o intensitate fotosintetică mai mare, având tipul fotosintetic C4, în timp ce salata şi spanacul – tipul fotosintetic C3.

Intensitatea procesului de fotosinteză a avut valori relativ mai mici în cazul frunzelor exterioare de salată (6,93 μmol/ m^2/ s), a crescut la cele intermediare (8,86 μmol/ m^2/ s) şi a diminuat din nou la cele interioare (2,25 μmol/ m^2 / s).

La plantele de spanac s-a constatat o situaţie similară, valoarea maximă a intensităţii procesului de fotosinteză fiind de 14,75 μmol/ m^2 / s.

Mitchell ş.a. (1997) au urmărit efectul creşterii intensităţii luminoase de la 350 la 800 μmol/ m^2/ s, a nutriţiei cu CO_2 şi a fertilizării cu 15 sau 30 mmol NH_4+NO_3 asupra intensităţii procesului de fotosinteză. Creşterea concentraţiei de CO_2 a determinat sporirea numărului de frunze la toate intensităţile luminoase şi la ambele doze de azot, dar creşterea substanţei uscate s-a constatat numai la

intensităţi luminoase mari. În condiţii de fotosinteză intensă creşte conţinutul de amidon din frunze de 3 ori, al proteinelor cu 64 %, iar cel de glucide solubile a variat între 6 şi 9 % din substanţa uscată şi cel de lipide între 1,5 şi 3,5 %. Conţinutul de celuloză al frunzelor a variat între 15 şi 20 %.

Cercetările efectuate de Mooney ş.a. (1981) la lobodă au precizat că intensitatea fotosintezei nete variază între 0,58 şi 1,02 mg CO_2/ m^2/ s.

Gilmore ş.a. (1995) au constatat că lumina excesivă declanşează un proces de protecţie prin care se disipează energia de excitaţie a fotosistemului II, formând un gradient pH transtilacoidal ce stimulează formarea zeaxantinei şi a anteraxantinei. Aceste xantofile, împreună cu complexele proteine-pigmenţi din antenele fotoreceptoare, intensifică disiparea neradiativă a energiei de excitaţie, diminuând fluorescenţa clorofilei *a*. Rezultate similare a obţinut Rockholm şi Yamamoto (1996), menţionând că violaxantin deipoxidaza catalizează deipoxidarea violaxantinei la anteraxantină şi zeaxantină care reduce eficienţa fotochimică a fotosistemului II prin disiparea excesului de energie sub formă de căldură.

Intensitatea procesului de respiraţie a frunzelor de salată variază în funcţie de vârsta lor. Astfel, frunzele exterioare cu maturitatea mai avansată au o intensitate a respiraţiei de 57,01 mg CO_2/ kg/ oră. Frunzele mijlocii au o intensitate respiratorie puţin mai mare: 61,19 mg CO_2/ kg/ oră, iar cele interioare, care sunt cele mai tinere, au o intensitate a acestui proces de 177,60 mg CO_2/ kg/ oră.

Pigmenţii din frunzele de salată sunt reprezentaţi de clorofile şi caroteni. Frunzele interne au un conţinut mai scăzut în pigmenţi de cca 8 ori comparativ cu frunzele externe (Bourdu ş.a., 1975).

Conţinutul de pigmenţi clorofilieni din frunzele de salată este relativ scăzut. Conţinutul total de pigmenţi clorofilieni din frunzele exterioare este de 95,67 mg/ 100 g subst. proaspătă, din care clorofila *a* reprezintă 67,76 mg/ 100 g, clorofila *b*: 27,91 mg/ 100 g, iar raportul dintre conţinutul de clorofilă *a* şi *b* este 2,42. Conţinutul în caroteni constituie 1,50 mg/ 100 g, iar raportul clorofilă totală/ caroteni are valoarea 63,78. Frunzele interioare au un conţinut relativ scăzut de pigmenţi, clorofila totală reprezentând 31,93 mg/ 100 g (Dobrescu, nepublicat).

Yamaguchi ş.a. (1996) au identificat în frunzele de salată prezenţa pigmentului roşu cianidin-O-(6''- malonilglucozid).

Ferreres ş.a. (1997) au studiat pigmenţii din salata roşie, soiul Lollo Rosso. Au fost identificaţi acizi fenolici: cafeoiltartric, dicafeoiltartric, clorogenic şi dicafeoilquinic, flavonoizii: quercitin 3-glucuronid, quercetin 3-glucozid, quercetin 3-(6-malonilglucozid), un nou compus: quercetin 3-(6-malonilglucozid) 7-glucozid, precum şi antocianul: cianidin 3-malonilglucozid.

Principalele componente chimice din frunzele de salată şi spanac sunt următoarele:

	Salată	*Spanac*
Glucide solubile, %	2,3	3,4
Protide, %	1,2	2,5
Lipide, %	0,22	0,30
Apă, %	93–96	89–93
Substanţe minerale, %	0,72	1,51
Valoarea energetică, kJ/ 100 g	66,3	111,5

Frunzele de salată acumulează cantităţi reduse de glucide solubile: 0,36 % glucoză, 0,47 fructoză şi 0,09 % zaharoză. Amidonul reprezintă 0,09%, iar celuloza 0,76. Spanacul acumulează cantităţi mai mici de glucide solubile: 0,13 % glucoză, 0,12 fructoză şi 0,21 % zaharoză. Conţinutul de amidon şi celuloză este asemănător cu cel din salată: 0,09 şi, respectiv, 0,74 % (Souci ş.a., 1981).

Acizii organici se acumulează în cantităţi mici în salată şi sunt reprezentaţi, în principal, de acidul citric: 0,36 mg/ 100 g subst. proaspătă. Spanacul acumulează însă cantităţi mari de acid oxalic: 442 mg/ 100 g şi mai mici de acid malic (42,46 mg/ 100 g) şi acid citric (23,56 mg/ 100 g). Okutani şi Sugiyama (1994) menţionează că, din punct de vedere alimentar, acumularea oxalaţilor în plantele de spanac are un efect negativ, deoarece interferează cu absorbţia calciului în tubul digestiv, iar analizele efectuate au relevat variaţia conţinutului în oxalaţi în funcţie de soi (0,109 – 0,119 mmol/ g subst. uscată), poziţia frunzei (cele bazale având un conţinut mai mare) şi cu vârsta plantei (concentraţia scade în funcţie de vârstă).

Pe lângă componentele menţionate, salata, spanacul se remarcă şi prin conţinutul lor în substanţe minerale (*Tabelul 6.2*).

Frunzele legumelor pentru frunze acumulează, în general, cantităţi mari de nitraţi. Astfel, frunzele de salată (*Fig. 6.1*) şi spanac (*Fig. 6.2*) acumulează între 100 şi 1000 ppm, iar cele de lobodă – 1000 ppm.

Tabelul 6.2. **Conţinutul în elemente minerale la salată şi spanac (mg/ 100 g/subst. proaspătă) (după Souci ş.a., 1981)**

Specia	*Na*	*K*	*Mg*	*Ca*	*Mn*	*Fe*
Salată	10,0	224	11	37	0,35	1,10
Spanac	65,0	633	58	126	0,76	4,10

Specia	*Co*	*Cu*	*Zn*	*P*	*F*	*Cl*
Salată	–	0,05	0,22	33	0,03	57
Spanac	0,002	0,12	0,50	55	0,11	54

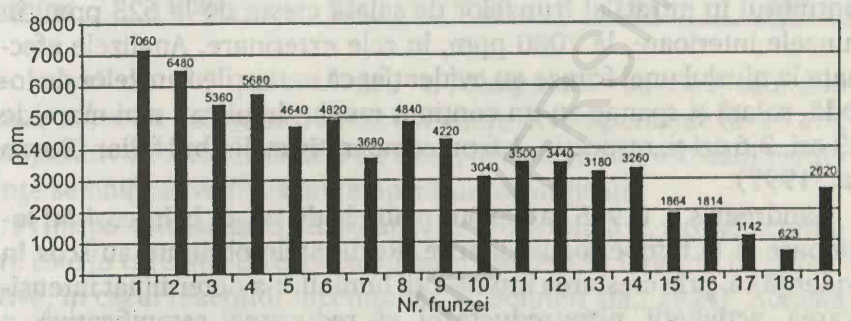

Fig. 6.1. Conţinutul de nitraţi din frunzele de salată de seră

Cercetările efectuate de Burzo (nepublicat), la spanac, au evidenţiat că frunzele cotiledonale conţin 120 ppm nitraţi, concentraţia acestora creşte până la frunza a 3-a, care are un conţinut de 838 ppm şi scade spre vârful plantei, astfel încât în frunzele apicale s-au determinat 180 ppm. Cea mai mare cantitate de nitraţi s-a remarcat în peţioli (1570 ppm) şi în nervura principală (1062 ppm), iar cea mai mică cantitate – în ţesuturile de la baza limbului (303 ppm) şi în cele din vârful acestuia (165 ppm).

Conţinutul în nitraţi din tulpina de spanac creşte de 3 ori la întuneric şi scade la lumină în corelaţie directă cu intensitatea luminoasă. În timpul nopţii concentraţia de nitraţi din rădăcină a fost de câteva ori mai mare ca în tulpină, iar ziua a fost mai mică.

La frunzele de lobodă s-a constatat că cel mai mare conţinut de nitraţi se găseşte în peţioli (11329 ppm), respectiv de cca 5 ori mai mult comparativ cu cel determinat în limbul foliar.

De asemenea, cele mai mari cantităţi de nitraţi se acumulează în frunzele exterioare, care au maturitatea mai avansată. Astfel,

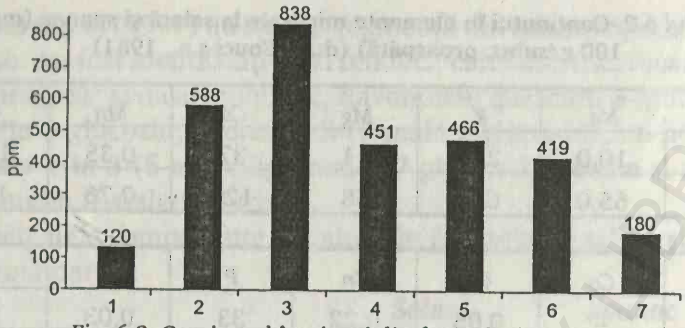

Fig. 6.2. Conţinutul în nitraţi din frunzele de spanac

conţinutul în nitraţi al frunzelor de salată creşte de la 623 ppm, în frunzele interioare, la 7080 ppm, în cele exterioare. Analizele efectuate la nivelul unei frunze au evidenţiat că nervurile frunzelor de lobodă, salată şi spanac au un conţinut mediu de nitraţi mai mare de 2,3 ori, 2,6 ori şi, respectiv, 1,6 ori comparativ cu limbul foliar (Burzo ş.a., 1997).

Gaudreau ş.a. (1995) au expus plantele de salată la intensităţi luminoase şi la fotoperioade diferite. Rezultatele obţinute au scos în evidenţă că, prin creşterea intensităţii luminii, s-a determinat intensificarea activităţii nitratreductazei şi reducerea semnificativă a conţinutului în nitraţi din frunzele de salată, mai ales în timpul iernii. Activitatea nitratreductazei a prezentat fluctuaţii diurne, cele mai mici valori fiind între orele 11 şi 13. Conţinutul de nitraţi şi activitatea nitratreductazei au fost mai mari în frunzele exterioare, comparativ cu cele interioare.

Costa ş.a. (1997) au studiat aminoacizii din plantele de salată tratate timp de 9 zile cu cadmiu în concentraţii variind între 0 şi 100 μmol. Nu s-au constatat diferenţe evidente între conţinutul în substanţă uscată din plante. Încorporarea carbonului marcat în aminoacizi a crescut în cazul soluţiilor având concentraţii scăzute de cadmiu. Plantele tratate cu soluţie de 100 μmol cadmiu au avut o încorporare mai lentă a carbonului în aminoacizi, cantitatea acestora fiind mai scăzută, cu excepţia asparaginei şi a lizinei.

Legumele pentru frunze au un conţinut mediu de acid ascorbic (13–52 mg/ 100 g) şi relativ scăzut în alte vitamine (*Tabelul 6.3*).

Charron ş.a. (1996) au constatat că substanţele volatile produse de frunzele de salată (3-heaxenal, 3-hexenol şi 3-hexenil acetat) variază în funcţie de intensitatea luminii, fotoperioadă şi temperatură. Sinteza substanţelor volatile a fost mai intensă la un flux fotosintetic

Tabelul 6.3. **Conţinutul mediu de vitamine din frunzele de salată şi spanac (după Souci ş.a., 1978)**

Specia	*Tiamină*	*Riboflavină*	*Piridoxină*	*Nicotinamidă*	*Acid folic*
Salată	0,06	0,08	0,05	0,30	0,04
Spanac	0,11	0,23	0,22	0,60	0,08

Specia	*Acid pantotenic*	*Acid ascorbic*	*Tocoferoli*	*Filochinonă*	*Biotină*
Salată	0,11	13	0,39	0,20	0,002
Spanac	0,25	52	2,50	0,35	0,007

de fotoni de 105 μmol / m^2/ s, comparativ cu 360 sau 200 μmol/m^2/s. De asemenea, a fost mai mare în fotoperioade de 16 ore, comparativ cu fotoperioadele de 8 ore, dar nu au fost constatate diferenţe semnificative în cazul temperaturilor utilizate.

Principala fitoalexină din salată este lettucenina A, a cărei acumulare este în corelaţie directă cu numărul de celule cu reacţii hipersenzitive, în cazul reacţiilor incompatibile (Bennett ş.a., 1994). Această fitoalexină se sintetizează în celulele ce înconjoară ţesuturile atacate de *Botrytis cinerea* şi la o concentraţie de 10 mol are o activitate antimicrobiană considerabilă, având un rol important în rezistenţa salatei la atacul patogen.

6.3. Fiziologia dezvoltării

Salata şi spanacul sunt plante anuale, inducţia florală fiind determinată de fotoperioadă şi de temperatură.

Soiurile de salată creaţă au reacţii reduse la fotoperioadele cuprinse între 10 şi 13 ore, tipurile europene butterhead au o perioadă de înflorire mai scurtă în cazul expunerii la fotoperioade lungi, iar genotipurile cu înflorire timpurie sunt neutre din punct de vedere fotoperiodic (Ryder, 1988). Durata optimă a fotoperioadei variază în funcţie de soi, iar scurtarea acesteia determină întârzierea înfloririi.

Plantulele de spanac în faza de rozetă expuse la fotoperioade lungi îşi alungesc tulpina şi realizează inducţia florală. Wu ş.a. (1966) consideră că realizarea controlului fotoperiodic se face prin intermediul acidului giberelic. Fotoperioadele lungi reglează unele etape ale bio-

sintezei giberelinelor, aşa cum este sinteza ent-kaurenului, conversia GA_{53} la GA_{44} şi GA_{19} la GA_{20}.

Tratamentele efectuate cu GA_{4+7} grăbeşte înfloritul plantelor de salată cu 9–31 de zile şi întârzie maturitatea plantelor (Gray ş.a., 1986).

Salata şi spanacul nu au vernalizarea obligatorie, dar aceasta poate induce înflorirea mai devreme. Vernalizarea se realizează în timpul germinării seminţei şi a răsăritului plantulei. Expunerea seminţelor în curs de germinare la temperatura de 4 °C pentru 5–20 de zile determină formarea tulpinii florifere cu 3–5 zile mai devreme decât plantele-martor (Knott ş.a., 1937). Prince (1980) a constatat că sunt necesare 13 zile cu temperaturi coborâte, după 3 zile de la începerea germinării, pentru ca vernalizarea să aibă loc.

Cerinţele pentru vernalizare variază de la soi la soi, unele fiind nesensibile la vernalizare. Vernalizarea poate să aibă loc şi în timpul formării seminţelor pe plantă, dacă sunt expuse la temperaturi coborâte (Wiebe, 1989). Waycott (1995) a constatat că temperatura singură nu este suficientă pentru a determina inducţia florală.

Wien (1997) menţionează că până în prezent nu se cunoaşte rolul giberelinelor în inducţia florală a plantelor de salată.

Tulpina floriferă a plantelor de salată are înălţimea de 1,0–1,2 m, este puternic ramificată şi poartă în vârf inflorescenţe, numite cime, alcătuite din 15–25 de flori. Florile terminale înfloresc primele, urmate de cele laterale. Durata perioadei de înflorire la o singură plantă variază între 40 şi 50 de zile (Globerson, 1981).

Spanacul de grădină este o plantă anuală sau bienală, cu tulpini florifere de 30–50 cm înălţime. Florile sunt mici, unisexuat dioice. Florile bărbăteşti au un înveliş floral simplu format din 4 frunzişoare verzi, iar androceul din 4–5 stamine concrescute la bază. Florile femeieşti sunt alcătuite din 2–4 tepale concrescute, iar pistilul are 4–5 carpele unite şi tot atâtea stile şi stigmate unite la bază.

La temperaturile optime pentru creşterea vegetativă (19/11°C), creşterea tulpinilor florifere şi procesul de înflorire sunt inhibate (Rappaport şi Wittwer, 1956).

Plantele de salată se autopolenizează, iar fructul este o achenă. Temperatura diurnă de 25 °C şi nocturnă de 15 °C are un efect stimulator asupra creşterii acestora (Gray ş.a., 1988).Fructul spanacului este o pseudoachenă care conţine o singură sămânţă.

Sung ş.a. (1998) au cercetat influenţa regimului termic din timpul maturării achenelor de la salata din soiuri termosensibile şi termoto-

lerante asupra germinării acestora. Temperatura de germinare a variat între 24 şi 36 °C, iar durata fotoperioadei a fost de 12 ore. S-a constatat că pe măsură ce temperatura de germinare creşte, sporeşte şi numărul de achene care nu pot germina. La temperatura de 27 °C achenele maturate în regimul termic 20/10 sau 25/15°C au avut un procent de germinare mai mic comparativ cu cele maturate la 30/ 20 sau 35/25°C (Gray ş.a., 1988). Unele soiuri ca: Dark Green Boston, sau Everglades, maturate la 30/ 20°C, devin mai termotolerante comparativ cu cele maturate la temperaturi mai coborâte.

Stresul hidric poate avea un efect negativ asupra producţiei de seminţe, mai ales dacă a avut loc în perioada reproductivă (Izzeldin ş.a., 1980).

Tratamentele cu acid giberelic 10 ppm, efectuate de Harrington (1960) în faza de 4, 8 şi 12 frunze, au determinat creşterea cantităţii de seminţe a plantelor de salată cu 1147 kg/ ha.

Cercetările efectuate de Bestwick ş.a. (1995) au evidenţiat că plantulele de salată atacate de ciupercile parazite manifestă o reacţie de apărare activă prin biosinteza unei fitoalexine: lettucenina A, care este o sesquiterpenă cu acţiune antifungică. Michelmore (1995) a identificat existenţa a trei regiuni în genomul plantelor de salată care conţin genele rezistenţei la atacul ciupercii *Bremia lactucae*.

6.4. Fiziologia postrecoltă

Salata, spanacul şi loboda se recoltează înainte de faza de maturitate, respectiv de formare a tulpinii florifere. Fiind organe cu un conţinut mare de apă şi un metabolism intens, este necesar ca prin tehnologiile care se aplică să se reducă cât mai mult intensitatea acestor procese. Din aceste considerente legumele pentru frunze se depozitează cât mai repede la temperaturi scăzute şi umiditate relativă a aerului ridicată: 0 °C şi 85–90 % UR. În aceste condiţii se poate menţine calitatea salatei timp de 15 zile. Atmosfera controlată (1 % CO_2 şi 3–5 %O_2) contribuie la prelungirea duratei de păstrare a salatei la 30–40 de zile.

Procesul de transpiraţie continuă şi după recoltarea legumelor pentru frunze, cu intensitate mai mare în primele zile. Aceasta determină pierderea turgescenţei frunzelor şi apariţia fenomenului de ofilire. Limitele maxime de pierderi datorate procesului de transpiraţie sunt de 3–5 %, în funcţie de soi.

Salata şi, în general, legumele pentru frunze sunt sensibile la temperaturi coborâte. Temperatura de îngheţ variază, în cazul frunzelor de salată, între –0,3 şi –0,5 °C. Temperatura reprezintă principalul factor de păstrare, cu efecte imediate asupra intensităţii procesului de respiraţie. Burzo (1986) remarcă faptul că intensitatea procesului de respiraţie la temperatura de 0°C este relativ coborâtă – de 9,2 mg CO_2/ kg/ oră. Creşterea temperaturii la 5, 10, 15 şi 20 °C a determinat intensificarea procesului de respiraţie până la 11,5, 16,0, 26,1 şi, respectiv, 36,3 mg CO_2/ kg/ oră. Rezultă că prin creşterea temperaturii cu 10 °C în limitele 0–10 şi, respectiv, 10– 20°C se determină intensificarea procesului de respiraţie de 1,74, respectiv, 2,27 ori.

Energia calorică rezultată în respiraţia salatei şi spanacului la temperatura de 20 °C este de 21,8–29,3 şi, respectiv, 54,4–77,4 mJ/ t/ 24 ore. Cantitatea mare de căldură degajată de spanac determină ca, în condiţiile păstrării într-un spaţiu nerăcit şi prost ventilat, temperatura produsului să crească peste 50 °C, ca urmare a unui proces de autoîncingere.

Scăderea temperaturii la 0 °C determină diminuarea căldurii de respiraţie produsă la valori cuprinse între 2,7 şi 3,3 mJ/t/ 24 ore la salată şi 5,2–7,1 mJ/t/ 24 ore la spanac.

Desfăşurarea proceselor fiziologo-biochimice caracteristice produselor vii, pe toată perioada de păstrare, diminuează valoarea calitativă a legumelor pentru frunze.

Păstrarea 2 zile a salatei la temperatura de 3 °C a determinat reducerea conţinutului de acid ascorbic de la 32,2 la 22,8 mg/ 100 g subst. proaspătă, ceea ce reprezintă o scădere de 29,2 % din valoarea iniţială. La spanac diminuarea conţinutului de acid ascorbic este de 39,2 % din valoarea iniţială, în cazul păstrării o săptămână la temperatura de 0 °C.

6.5. Dereglări fiziologice

Brunificarea foliară (*marginal browning*) se caracterizează prin clorozare şi brunificarea frunzelor exterioare ale plantelor de salată, iar într-o fază mai avansată prin necrozarea lor.

Această dereglare fiziologică este cauzată, probabil, de condiţiile climatice: căldură, secetă etc. sau de condiţiile nefavorabile din perioada de tranzit ori depozitare temporară.

De obicei, acest deranjament fiziologic este asociat cu putregaiul bacterian produs de *Pseudomonas* spp.

Înroşirea nervurilor (*pink rib*) se manifestă pe partea inferioară a frunzelor. Într-o fază mai avansată, culoarea apare pe ambele feţe ale frunzelor.

Cauzele acestei dereglări fiziologice nu sunt bine precizate. Ea poate să apară în câmp în cazul unui grad mai avansat de maturitate sau în timpul păstrării salatei la temperatură mai ridicată.

Pătarea ruginie (*russet spotting*) se prezintă sub forma unor pete neregulate, cu diametrul de 1–2 mm, care în fazele timpurii au culoare galbenă-deschis, iar mai târziu devin brun-roşcate. Petele apar pe ambele feţe ale frunzelor şi mai ales spre baza lor, fiind localizate pe nervuri sau pe ţesuturile dintre ele.

Cauzele acestei dereglări fiziologice nu sunt cunoscute, simptomele caracteristice apar atât în câmp, cât şi pe parcursul perioadei de valorificare. S-a constatat că pătarea ruginie nu se manifestă în timpul valorificării salatei la temperatura de 15 °C şi este foarte evidentă la 7°C. După Peiser ş.a. (1998), această dereglare fiziologică este determinată de etilena care în concentraţii mici de 1 µl/ l stimulează sinteza şi acumularea compuşilor fenolici şi apariţia petelor brune. Inhibarea activităţii enzimei fenilalaninamoniu liazei, enzima-cheie a ciclului fenilpropanoid inhibă acumularea fenolilor, dar nu afectează brunificarea frunzelor de salată. Rezultatele obţinte indică faptul că formarea timpurie a pătării ruginii este independentă de sinteza compuşilor fenolici, dar totuşi acumularea acestor substanţe contribuie la simptomele ulterioare de brunificare a ţesuturilor.

Necroza foliară (*tipburn*) apare sub forma unor pete translucide pe marginea frunzelor tinere. Ţesuturile afectate sunt iniţial moi, apoi se deshidratează şi devin pergamentoase, necrotice. Pe măsura extinderii acestei dereglări fiziologice, ţesuturile afectate cresc ca număr şi suprafaţă.

Dereglarea fiziologică respectivă este determinată de carenţa de calciu din frunzele tinere, în curs de creştere şi este mai severă în condiţii de temperatură ridicată. Calciul este transportat prin xilem spre frunzele exterioare, cu transpiraţie mai intensă (Barta şi Tibbitts, 1986). Din cauza mobilităţii mai reduse, calciul nu poate fi transportat spre frunzele nou-formate, ceea ce determină generarea unor condiţii de carenţă în aceste frunze.

Stropirile cu soluţii conţinând calciu nu asigură un control eficient al acestei dereglări fiziologice (Wien, 1997).

Leziunile mecanice produc, în general, brunificarea ţesuturilor. Thomas-Barberan ş.a. (1997) au constatat că după 3 zile de păstrare

la temperatura de 5 şi 10 °C a plantelor lezate de salată au fost identificaţi în nervurile lezate ale frunzelor acizii: clorogenic, izoclorogenic, cafeoiltartric şi dicafeoiltartric. Conţinutul acestor acizi creşte de 3 ori la temperatura de 5 °C şi de 6 ori la 10 °C. Etilena are un efect similar cu cele produse de leziunile mecanice. În timpul primelor 3 zile de expunere a plantelor de salată la concentraţii de 10 µl etilenă/l, s-a constatat creşterea conţinutului de acid clorogenic de 5 ori, a acidului izoclorogenic de 10 ori, în timp ce derivaţii acidului cafeoiltartric nu au prezentat modificări semnificative.

BIBLIOGRAFIE

Azcon, R. ş.a. – Biol. Fertil. Soils., 1996, 22, 156–161.

Barta, D.J., Tibbitts, T.W. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1986, 111, 413–416.

Bennett, M.H. ş.a.– Physiol. Mol. Plant Pathol.,1994, 44, 321–331.

Bensink, J. – Mededelingen Landbouw Hogeschool te Wageningen, 1971, 71, 1–93.

Bestwick, L. ş.a. – Phytochemistry, 1995, 39, 775–777.

Bewley, J.D., Black, M. – Physiology and Biochemistry of Seeds, Berlin, Heidelberg, New York, 1982.

Bewley, J.D., Halmer, P. – Is. J. Bot., 1980, 29, 118.

Bourdu, R. ş.a. – Physiol. Veg., 1975, 13, 265–289.

Bucur, E., Burzo, I. – Bolile, dăunătorii şi deranjamentele fiziologice la legumele depozitate. Redacţia revistelor agricole, nr. 4, 1971.

Burzo, I. ş.a. – În Curent Probl. in Cellular and Mol. Biol. Ardeleanu şi Crăciun edit. Cluj-Napoca, 1997, 85–89.

Cantlife, D.J. ş.a. – Plant Physiol., 1984, 75, 290–294.

Charron, C.S. ş.a. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1996, 121, 488–494.

Costa, G. ş.a. – J. Plant Nutr. 1997, 20, 883–900.

Earle, F.R., Jones, Q. – Economic Botany., 1962, 16, 221–250.

Feigin, A. ş.a. – Irrig Sci., 1991, 12, 223–230.

Ferreres, F. ş.a. – J. Agric. Food chem., 1997, 45, 4249–4254.

Fontes, P.C.R. ş.a. – J. Plant Nutr., 1997, 20, 1061–1068.

Fountain, D.W. – Ph. D. Thesis Univ Calgary, 1974.

Frankland, B., Letendre, R.J. – Photochem. Photobiol., 1978, 27, 223–230.

Gallardo, M. ş.a. – Plant Cell environ., 1996, 19, 1169–1178.

Gaudreau, L. ş.a. – J. Plant Nutr., 1995, 18, 437–453.

Gilmore, A.M. ş.a. – Proc. Natl. Acad. Sci. USA, 1995, 92, 2273–2277.
Globerson, D. – Ann. Bot., 1981, 48, 639–643.
Gray, D. – Ann Appl. Biol., 1977, 86, 77–86.
Gray, D. ş.a. – Ann. Appl. Biol., 1988, 113, 391–402.
Haber, A.H., Luippold, H.J. – Plant Physiol., 1960, 35, 486–494.
Halmer, P. – Planta, 1976, 130, 189–196.
Harrington, J.F. – Proc. Am. Soc. Hort. Sci., 1960, 75, 476–479.
Ikuma, H., Thimann, K.V. – Plant Cell Physiol., 1963, 4, 169–185.
Iorio, A.F. ş.a. – J. Plant Nutr., 1996, 19, 481–491.
Izzeldin, H. ş.a. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1980, 105, 68–71.
Janes, H.W. ş.a. – Plant Physiol., 1976, 57, 420–423.
Knott, J.E. ş.a. – Proc. Am. Soc. Hort. Sci., 1937, 35, 644–648.
Lorenz, O.A., Mainard, D.N. – Knott's Handbook for Vegetable Growers. New York, 1980.
McWha, J., Hillman, J. – Z. Pflanzenphysiol., 1975, 74, 292–297.
Michelmore, R.W. – Vegetable Crops. Univ., Davis. 1995.
Mitchell, C.A. ş.a. – J. Food Qual., 1997, 20, 73–80.
Mooney A.H. ş.a. – Oecologia, 1981, 50, 109–112.
Okutani, I., Sugiyama, N. – Hort. Sci., 1994, 29, 1019–1021.
Peiser, G. ş.a.– J. Am. Soc. Hort. Sci., 1998, 123, 687–691.
Prince, S.D. – Seed production. Habblethwaite edit., Londra, 1980.
Raikova, L. ş.a. – Mineral Nutrition of Plants, Sofia, vol. V, 1988, 145–148.
Rappaport, L., Wittwer, S.H. – Proc. Am. Soc. Hort. Sci., 1956, 67, 429–437.
Richardson, S.J., Hardgrave, M. – J. Sci. Food Agric., 1992, 59, 345–349.
Rockholm, D.C., Yamamoto, H.Y. – Plant Physiol., 1996, 110, 697–703.
Ruiz-Lozano, J.M. ş.a. – Appl. Environ. Microbiol., 1995, 61, 456–460.
Ryder, E.J. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1988, 113, 456–460.
Scaife, M. A. – Ann. Appl. Biol., 1973, 74, 119–128.
Scarfe, M. A., Schloemer, S. – Ann. Bot., 1994, 79, 337–343.
Schroppfel-Meier, G., Kaiser, W.M. – Mineral nutrition of Plant, Sofia, vol.V., 1988, 49–55.
Souci, S.W. ş.a. – Die Zusammensetzung der Lebensmittel, Stuttgart, 1981.
Srivastava, L.M., Paulson, R.E. – Can. J. Bot.,1968, 46, 1447–1453.
Sung, Z. ş.a. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1998, 123, 700–705.
Takeba, G., Matsubara, S. – Plant Cell physiol., 1979, 20, 51–61.

BIBLIOTECA CENTRALĂ UNIVERSITARĂ

Tomas-Barberan, F.A. ş.a. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1997, 122, 399–404.
Toyomatsu, T. ş.a. – J. Plant Growth Regul., 1993, 12, 85–90.
Waycott, W. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1995, 120, 460–467.
Wiebe, H.J. – Sci. Hortic., 1989, 38, 223–229.
Wien, H.C. – The physiology of vegetable crops, Wallingford, 1997.
Wu, K. ş.a. – Plant Physiol., 1996, 110, 547–554.
Yamaguchi, M.A. ş.a. – Phytochemistry, 1996, 42, 661–663.

BCU IAŞI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Fiziologia plantelor floricole

BCU IASI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Introducere

Florile, cu diversitatea de forme, culori şi parfumuri, constituie una din cele mai vechi şi mai răspândite căi de satisfacere a cerinţelor estetice ale omului. O floare cultivată la ghiveci sau câteva fire de flori proaspete, aranjate cu gust într-un vas pe masa de lucru, realizează, prin forma şi coloritul lor, o atmosferă interioară plăcută, reconfortantă.

Florile, alături de alte plante ornamentale, contribuie la combaterea poluării aerului, la stabilirea echilibrului mediului ambiant, propice vieţii. Cultivate în parcuri, grădini, scuaruri sau pe marginea şoselelor, acestea influenţează microclimatul, contribuind la purificarea aerului.

Arborii, arbuştii ornamentali şi florile contribuie la reducerea poluării sonore, a oscilaţiilor de temperatură, a vitezei vânturilor şi a secetei atmosferice.

Pe lângă valoarea decorativă, ele au şi o valoare economică. Astfel, unele sunt folosite ca plante medicinale (*Calendula, Papaver, Digitalis* etc.), altele pentru obţinerea unor produse cosmetice (*Rosa, Lavandula, Lilium, Freesia, Iris, Convalaria* etc.), chiar şi în alimentaţia omului (*Rosa, Vanilla, Phoenix, Monstera* etc.).

BCU IAŞI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Capitolul 1
Clasificarea plantelor floricole

Numărul mare de genuri, specii şi soiuri de plante floricole, care diferă prin cerinţe, aspect sau efect decorativ, a impus utilizarea mai multor criterii de clasificare.

1.1.Clasificarea după particularităţile biologice

În funcţie de durata vieţii lor, plantele floricole au fost grupate în plante anuale, bienale şi perene.

Plantele anuale se dezvoltă într-o singură perioadă de vegetaţie, iar după fructificare mor. Dintre acestea se pot menţiona: *Amaranthus, Antirhinum, Calistephus, Calendula, Clarkia, Coreopsis, Cosmos, Delphinium, Godetia, Gypsophila, Impatiens, Matthiola, Mirabilis, Papaver, Silene, Tagetes, Zinnia* etc.

Unele plante pe care floricultorii le denumesc anuale au în locurile lor de origine o vegetaţie continuă. În condiţiile climatice din România se comportă ca plante anuale, deoarece intervine anotimpul rece care le distruge, astfel încât în anul următor, cultura trebuie reluată prin însămânţare. Astfel de plante nespecific anuale, dar care se comportă ca anuale, sunt *Nicottiana, Petunia, Salvia, Verbena* etc.

Plantele bienale îşi desfăşoară ciclul de vegetaţie pe durata a doi ani. În primul an se formează o rozetă de frunze şi acumulează substanţe nutritive, iar în anul al doilea formează tulpini, inflorescenţe şi după ce fructifică mor. Dintre speciile bienale se pot menţiona: *Althaea rosea, Campanula medium, Dianthus barbatus, Digitalis purpurea, Lunaria annua, Myosotis alpestris, Viola tricolor* etc. În practica horticolă, în grupa plantelor bienale sunt incluse unele plante anuale, cultivate ca plante bienale (*Silene pendula*), precum şi specii perene, cum sunt: *Bellis perenis* şi *Cheiranthus cheiri*.

Plantele perene trăiesc mai mulţi ani, uneori zeci de ani şi au capacitatea de a înflori şi fructifica repetat. Majoritatea plantelor perene erbacee din climatul temperat, cultivate în cadrul natural, îşi pierd părţile aeriene o dată cu venirea anotimpului rece, dar se refac în fiecare ciclu nou de vegetaţie din organele subterane sau din mugurii de pe colet. Dintre aceste specii se pot menţiona: *Aquilegia, Aster, Chrysanthemum, Convallaria, Delphinium, Funkia, Hemerocallis, Hyacinthus, Iris, Lilium, Paeonia, Phlox* etc. În cazul plantelor bulboase sau cu rizomi, rezistente la frig, organele subterane pot rămâne peste iarnă în sol, aşa cum este cazul la: *Hyacinthus, Lilium, Narcissus, Tulipa* etc. La plantele la care organele subterane nu rezistă la frig, acestea se scot toamna din sol şi se păstrează în beciuri, aşa cum este cazul la: *Gladiolus, Polyanthes, Canna* etc.

1.2. Clasificarea după însuşirile decorative

Clasificarea plantelor floricole după organul decorativ

Plante decorative prin flori cultivate în grădină: *Chrysanthemum, Gladiolus, Lilium, Petunia, Rosa, Salvia, Tagetes, Zinnia*, ori cultivate în sere sau apartamente: *Begonia, Camellia, Cyclamen, Dianthus, Freesia, Gerbera, Hippeastrum, Hydrangea, Primula, Saintpaulia, Senecio, Sinningia, Rhododendron, Zantedeschia* etc.

Plante decorative prin frunze, majoritatea sunt cultivate în sere şi apartamente: *Aspidistra, Codiaeum, Colocasia, Dracena, Ficus, Gynura, Monstera, Pothos, Sanseviera*, dar şi în grădini, pentru realizarea mozaicurilor şi a bordurilor: *Alternanthera, Coleus, Cineraria, Achyranthes, Santolina, Stachys* etc. Unele plante decorative prin flori sunt decorative şi în perioada cât nu sunt înflorite, aşa cum este cazul majorităţii speciilor de *Begonia, Cyclamen, Hosta*, unele specii de *Pelargonium, Peperonia* etc.

Plante decorative prin fructe: *Ardisia, Asparagus plumosus, Clivia, unele specii de Cucurbita, Physalis, Solanum capsicastrum* etc.

Clasificarea plantelor floricole după modul de creştere şi ramificare a tulpinilor

Plante cu tulpini erecte care pot fi cu o singură tulpină: *Dianthus barbatus, Gladiolus, Polyanthes* sau ramificate, formând tufe globuloase şi compacte: *Ageratum mexicanum,Tagetes signata; piramidale: Antirrhinum, Salvia* etc.

BIOLOGIE

Plante cu tulpini târâtoare sau pendente la care tulpinile şi lăstarii se întind pe suprafaţa solului: *Alyssum, Hedewra helix, Phlox drummondii, Portulaca, Vinca, Verbena* etc. Cultivate în vase suspendate, plantele îmbracă vasul cu ramurile lor pletoase: *Asparagus, Chlorophytum, Hedera helix, Pelargonium peltatum, Verbena* etc.

Plante agăţătoare sau urcătoare ale căror tulpini volubile sau prevăzute cu cârcei, ventuze sau rădăcini adventive se prind cu uşurinţă de suporturi: *Clematis, Cobaea, Dolichos, Hedera, Hoya, Ipomaea, Lathyrus, Pothos, Phylodendron, Thunbergia* etc.

1.3. Clasificarea după locul şi modul de folosinţă

Plante folosite pentru decor în spaţii verzi

Plante amplasate în platbande şi borduri folosindu-se specii de aceeaşi talie şi culoare sau de diferite culori: *Ageratum, Begonia, Iris, Petunia, Phlox, Salvia, Tagetes, Verbena, Viola* etc.

Plante amplasate în pete de culori pe peluze: *Aster, Canna, Dahlia, Escholtzia, Iris, Myosotis, Paeonia, Salvia, Tagetes, Viola* etc.

Plante amplasate în mozaicuri sau covoare, combinându-se după culoarea frunzelor şi a florilor: *Ageratum, Alternanthera, Achyrantes, Begonia semperflorens, Cineraria maritima, Coleus, Echeveria, Gnaphalium, Iresine, Santolina, Sedum* etc.

Plante izolate sau în grupuri mici, dispuse pe peluze sau pe lângă arbori ori arbuşti: *Aquilegia, Campanula, Canna, Dahlia, Digitalis, Paeonia, Ricinus.*

Plante amplasate în alpinării sau stâncării, având talie mică, port erect sau târâtor: *Alyssum, Arenaria, Cerastium, Gentiana, Leontopodium, Primula, Pulsatilla, Saxifraga, Silene* etc.

Plante folosite la decorarea bazinelor, lacurilor şi pe malurile râurilor: *Acorus, Arunda, Calla, Cyperus, Iris, Nimphaea, Sagittaria, Scinpus, Typha* etc.

Plante folosite pentru decorarea coloanelor, chioşcurilor, gardurilor şi pereţilor puţin aspectuoşi. Sunt volubile sau se prind de suporţi cu cârcei: *Cobaea, Dolichos, Hedera, Ipomoea, Lathyrus, Phaseolus coccineus, Tropaeolum* etc.

Plante folosite pentru decorarea balcoanelor şi teraselor

Pentru decorarea balcoanelor se folosesc plante cu port erect pendent sau grimpant, care sunt decorative prin flori sau frunze: *Ipomoea, Lobelia, Pelargonium, Petunia, Tropaeolum, Verbena, Viola* etc.

Pentru decorarea teraselor unor clădiri mari se folosesc plante perene mari, de forme simetrice: *Aucuba, Chamaerops, Citrus, Cypressus, Cordyline, Ficus, Phoenix, Punica* etc.

Plante folosite pentru decorarea interioarelor

Plante cultivate în vase de diferite forme şi mărimi sau la ghivece: *Araucaria, Cyclamen, Hippeastrum, Hydrangea, Rhododendron, Saintpaulia, Senecio, Sinningia* etc.

Flori tăiate obţinute din cultura de seră: *Alstromeria, Anthurium, Dianthus, Freesia, Gerbera, Rosa, Strelitzia, Zantedeschia* etc. sau din cultura de câmp: *Chrysantemum, Callistephus, Gladiolus, Lilium, Paeonia, Polyanthes, Tulipa* etc.

BCU IAŞI CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Capitolul 2
Dormanţa (repausul vegetativ) plantelor floricole

Speciile floricole care cresc în condiţiile unui climat cu alternanţă de sezoane călduroase şi friguroase s-au adaptat la condiţiile nefavorabile din timpul iernii prin trecerea la starea de **dormanţă** sau repaus vegetativ. Aceasta se caracterizează prin suprimarea creşterilor vizibile şi în acelaşi timp prin diminuarea intensităţii proceselor fiziologice.

Starea de dormanţă se instalează la întreaga plantă în cazul arbuştilor floriferi (ex. *Rosa, Forsythia* etc.), la unele organe detaşate prevăzute cu muguri (bulbi, tuberculi, tuberobulbi etc.) sau cu un embrion (seminţe).

Dormanţa este un proces coordonat genetic, care este indus de condiţiile mediului ambiant: temperatură ridicată şi secetă (*Tulipa, Narcissus, Freesia*), temperatură scăzută şi fotoperioade scurte (*Rosa, Dahlia, Gladiolus*) etc. Acţiunea acestor factori asupra genelor dormanţei determină formarea unor ARNm specifici, care codifică enzimele implicate în biosinteza hormonilor care intervin în acest proces. Modificarea balanţei hormonale dintre acidul abscisic şi auxine, gibereline şi citochinine se consideră că reprezintă factorul principal care determină instalarea stării de dormanţă.

2.1. Dormanţa plantei întregi

În condiţiile climatice din zonele cu climat temperat, respectiv cu alternanţă de sezoane, procesul de dormanţă se instalează o dată cu căderea frunzelor. Lipsa frunzelor şi temperaturile scăzute determină modificări fiziologice care contribuie la creşterea capacităţii de rezistenţă la temperaturile coborâte din timpul iernii. Acestea constau în:

- Diminuarea intensităţii procesului de transpiraţie ca urmare a căderii frunzelor, dispariţia forţei de aspiraţie generate de procesul de transpiraţie şi ca urmare inhibarea transportului sevei brute.
- Formarea de tile în vasele liberiene şi, în consecinţă, blocarea transportului prin acestea.
- Eliminarea lentă a apei din celulele organelor perene, prin cuticulă, stomate şi lenticele, proces ce conduce la creşterea viscozităţii citoplasmei şi la formarea plasmolizei de iarnă. În condiţii specifice se constată şi întreruperea plasmodesmelor.
- Creşterea viscozităţii citoplasmei inhibă curenţii citoplasmatici şi transportul substanţelor la nivel celular, activitatea enzimatică, intensitatea procesului de respiraţie şi scade temperatura de îngheţ a acestor ţesuturi.
- Hidroliza amidonului de rezervă şi acumularea glucidelor simple rezultate contribuie la creşterea potenţialului osmotic celular şi a rezistenţei la îngheţ.

Unele **plante floricole de apartament** au nevoie pe parcursul anului de o perioadă în care să fie expuse la temperaturi coborâte sau la secetă, factori ce determină existenţa unui repaus mai mult sau mai puţin profund.

Şelaru (1998) menţionează că plantele de apartament originare din zonele tropicale suferă din cauza intensităţii luminoase reduse şi a temperaturii scăzute din timpul toamnei şi a iernii. Din această cauză au tendinţa să intre într-o perioadă de dormanţă în care creşterea lăstarilor scade ca intensitate, iar formarea de noi lăstari încetează. Aceeaşi tendinţă se manifestă şi la unele plante subtropicale ca: leandrul, dafinul etc.

Plantele originare din zonele deşertice, cum sunt cactuşii, aloea, sanseviera etc. în condiţii de apartament intră într-o fază uşoară de dormanţă, pe care o parcurg în condiţii bune la temperaturi coborâte (2–5°C) şi în condiţii de umiditate redusă a solului.

Alte plante, ca *Begonia tuberosa*, îşi pierd organele aeriene, anuale (frunze, flori), supravieţuind pe parcursul perioadei de dormanţă organele subterane metamorfozate (bulbi, tuberculi, rizomi etc.), din mugurii cărora se formează, primăvara, noi organe aeriene. Intensitatea procesului de dormanţă a acestor organe este mai profundă, iar păstrarea ei se face la temperatura de 10–14°C, în condiţii de umiditate scăzută a solului şi la întuneric.

Trandafirii se caracterizează prin existenţa unei perioade de dormanţă în timpul iernii şi două perioade de vegetaţie maximă:

primăvara şi toamna. În cazul trandafirilor de seră, se poate obţine dormanţa în perioada de vară (iulie – august), prin oprirea irigării şi suprimarea în această perioadă a bobocilor florali.

2.2. Dormanţa la plantele geofite

Geofitele sunt plante care supravieţuiesc în anotimpul cu condiţii nefavorabile prin mugurii care se găsesc pe rădăcinile sau tulpinile lor metamorfozate, reprezentate de: bulbi, tuberculi, rădăcini tuberizate, tuberobulbi, rizomi şi hipocotil îngroşat.

Metabolismul acestor organe este lent, iar diferenţierea organelor florale poate continua, la cele mai multe specii, pe tot cursul perioadei de dormanţă.

Pentru unele specii (*Dahlia, Tulipa* etc.), dormanţa este obligatorie pentru trecerea la o nouă fază vegetativă, în timp ce pentru altele nu este necesară. Din acest punct de vedere, organele metamorfozate ale plantelor floricole au fost clasificate de Le Nard şi De Hertogh (1993) astfel:

- Nu solicită dormanţă: *Agapanthus, Clivia, Hyppeastrum, Kniphophia.*
- Cu dormanţă în perioada de vară: *Anemone, Camassia, Chionodoxa, Crocus, Cyclamen, Freesia, Galanthus, Hyacinthus, Iris, Ixia, Muscari, Narcissus, Oxalis, Ranunculus, Scilla, Tulipa, Zantedeschia* etc.
- Cu dormanţă în perioada de iarnă: *Allium, Acidanthera, Alstroemeia, Begonia, Canna, Convallaria, Dahlia, Galtonia, Gladiolus, Liatris, Lilium, Polyanthes, Scilla, Tigridia* etc.

În funcţie de durata perioadei de dormanţă, Kamerbeck ş.a. (1972) au clasificat materialul săditor floricol astfel:

- cu perioada de dormanţă lungă: *Gladiolus, Lilium* etc.;
- cu perioada de dormanţă scurtă: *Tulipa, Hyacinthus, Narcissus* etc.

Factorii care induc dormanţa variază cu specia: temperaturile ridicate şi umiditatea scăzută a solului, în cazul bulbilor de lalele, sau temperaturile scăzute şi fotoperioadele scurte, în cazul rădăcinilor tuberizate de dalie.

Mecanismul fiziologic al procesului de dormanţă la materialul săditor floricol a suscitat interesul a numeroşi cercetători. Le Nard (1981) consideră că repausul vegetativ se datorează nu numai conţinutului ridicat de acid abscisic, ci şi altor inhibitori de creştere, cum este acidul caprilic.

Cercetările efectuate de Wang (1969), cu bulbi de *Lilium longiflorum* au dovedit că unul din cei mai importanţi factori implicaţi în inducerea dormanţei îl constituie formarea bulbililor. Raportul dintre bulbilii nou-formaţi şi cei vechi reprezintă un indicator pentru maturitate, iar bulbii se consideră maturi când raportul este apropiat de unitate. Înlăturarea a 3/4 din bulbilii nou-formaţi întrerupe dormanţa şi stimulează procesul de creştere. Aceasta se datorează faptului că substanţele inhibitoare de creştere au o concentraţie mai mare în bulbilii nou-formaţi. De asemenea, temperatura coborâtă (4°C) stimulează intrarea bulbilor în perioada de dormanţă.

Condiţiile de păstrare care se realizează pe parcursul perioadei de dormanţă trebuie să asigure nu numai menţinerea calităţii acestora, ci şi să controleze dezvoltarea normală a mugurului florifer, astfel încât după plantare să se asigure formarea unei flori sau inflorescenţe corespunzătoare standardelor actuale.

Recoltarea bulbilor de lalele se poate face după uscarea tijei florale, etapă ce corespunde cu începutul diferenţierii mugurilor florali (Neupokoeva, 1971). Recoltarea trebuie să se facă după Van Raatti (1968), în momentul în care tunica exterioară a bulbului are o culoare maronie, ceea ce corespunde cu trecerea a 20–30 de zile de la înflorire.

Conţinutul redus de apă al bulbilor (sub 30%) constituie unul din factorii care determină intrarea în repausul vegetativ. Fac excepţie *Anemone* şi *Ranunculus* la care organele tuberoase mature conţin după uscare 85–88 % apă, ceea ce scurtează durata perioadei de păstrare a acestora (Meynet, 1992).

Kamerbeek ş.a. (1972) apreciază intensitatea dormanţei în funcţie de capacitatea mugurilor de a creşte, în timp ce Le Nard şi De Hertogh (1993) consideră că dormanţa reprezintă un proces fiziologic, morfologic şi biochimic care afectează toate ţesuturile.

Factorii ambianţi din timpul perioadei de dormanţă influenţează nu numai menţinerea calităţii materialului săditor floricol, ci şi modificarea balanţei hormonale, ceea ce influenţează asupra duratei perioadei de dormanţă şi asupra procesului de diferenţiere a primordiilor florale.

Temperatura şi durata de păstrare a materialului săditor floricol variază, după Hartmann ş.a. (1988), în limite largi, în funcţie de specie (*Tabelul 2.2*).

Procesul de organogeneză continuă şi în perioada de repaus vegetativ. Observaţiile efectuate asupra materialului săditor floricol au

Tabelul 2.2. **Temperatura şi durata de păstrare a materialului săditor floricol**

Specia	*Temperatura de păstrare, °C*	*Durata de păstrare, luni*
Begonia	10	6
Canna	4	7
Crocus	7	2
Dahlia	8	7
Freesia	2	6
Gladiolus	2	6
Lilium	–2	12
Tulipa	2	6

evidenţiat faptul că pe parcursul repausului vegetativ, al bulbilor de *Iris* inducţia florală a cărora are loc după plantare, organogeneza este redusă la formarea unor frunze. La *Narcissus* la care inducţia florală are loc înainte de recoltare sau la *Tulipa* la care are loc imediat după recoltare, diferenţierea organelor florale continuă pe tot parcursul acestei perioade. Diferenţierea organelor florale continuă şi la *Crocus* şi *Hyacinthus* (Le Nard şi De Hertogh, 1993).

Bulbii de *Tulipa* nu pot fi expuşi în timpul dormanţei la temperaturi coborâte (0–0,5°C), datorită faptului că diviziunea celulelor este aproape complet inhibată. Procesul de diferenţiere şi formare a organelor florale are loc numai la un anumit nivel de temperatură. Sonea ş.a. (1979), Şelaru şi Ceauşescu (1980) menţionează că nivelul de temperatură trebuie să fie diferit în cele trei stadii importante ale dezvoltării florilor de lalele:

- iniţierea şi formarea organelor florale necesită temperaturi ridicate: 17–20°C;
- creşterea organelor florale necesită temperaturi scăzute: 5–9°C;
- înflorirea necesită temperaturi ridicate: 15–17 °C;
- temperaturile foarte ridicate (33–34°C) provoacă distrugerea primordiilor florale. Dacă durata păstrării nu depăşeşte o săptămână, acesta poate fi utilizat pentru devansarea înfloririi cu circa 8 zile, în funcţie de soi.

Alungirea tijelor florale are loc la temperaturi scăzute, după încheierea procesului de diferenţiere, iar extensia celulară, care are loc pe parcursul acestui proces, este strâns legată de creşterea cantităţii de gibereline, sub influenţa temperaturilor coborâte. Temperaturile cu-

prinse între 5 şi 9 °C influenţează pozitiv şi asupra uniformităţii înfloritului şi calităţii florilor.

Temperatura optimă pentru repausul vegetativ al bulbilor de *Polyanthes tuberosa* variază în funcţie de autor între 4,5 °C (Post, 1959) şi 20 °C (Pavel şi Pitiş, 1973).

În funcţie de destinaţia bulbilor, Endre (1999) recomandă temperatura de 20–22 °C pe toată durata păstrării sau 20–22°C pentru 3 luni şi 5–6 °C pentru restul perioadei, în cazul în care se urmăreşte obţinerea unui număr cât mai mare de bulbi de tuberoze. În cazul în care se urmăreşte obţinerea unui număr cât mai mare de bulbi floriferi, temperatura optimă din timpul perioadei de dormanţă este de 5–6°C timp de 3 luni şi 20–22°C pentru restul perioadei.

La *Hyacinthus* formarea primordiilor florale începe imediat după recoltarea bulbilor, la temperatura de 30 °C. Temperaturile coborâte 0–0,5°C inhibă procesul de organogeneză, iar dacă acest proces a început, expunerea la temperaturi coborâte este dăunătoare.

Realizarea inducţiei florale la bulbii de *Iris* are loc numai în condiţii de temperatură ridicată sau prin aplicarea de tratamente cu etilenă. Păstrarea la temperaturi coborâte (5 °C) a bulbilor de *Iris* determină ca aceştia să formeaze câteva frunze şi noi bulbili.

Procesele metabolice caracteristice ţesuturilor vegetale continuă să se desfăşoare pe toată durata dormanţei materialului săditor floricol, dar cu intensitate diferită în funcţie de etapa de dezvoltare în care se află.

Procesul de transpiraţie continuă pe toată durata păstrării, intensitatea acestuia fiind în corelaţie cu temperatura de păstrare şi cu umiditatea relativă a aerului. Intensitatea procesului este mai mare imediat după recoltare, când şi conţinutul în apă este mai ridicat, iar materialul săditor mai reţine din căldura de câmp.

Kamerbeek (1962) semnalează că bulbii de *Iris* au pierdut 29,2 % din conţinutul iniţial de apă, după 355 de zile de păstrare la temperatura de 25 °C.

Intensitatea procesului de respiraţie se caracterizează printr-un ritm lent, pe parcursul perioadei de repaus vegetativ, variind în funcţie de gen şi specie între 12 şi 57 mg CO_2/ kg/ oră.

Alexe (1994) precizează că în perioada de depozitare a bulbilor de lalele, intensitatea procesului de respiraţie este în medie de 40,68 mg CO_2/ kg/ oră. Pe parcursul perioadei de dormanţă, intensitatea acestui proces a scăzut, după care realizează un maximum în stadiul

G (54,0 mg CO_2/ kg/oră), ulterior prezentând o nouă scădere până în faza de plantare (37,0 mg CO_2/ kg/ oră).

Cercetările efectuate de Rodrigues şi Perira (1962), la bulbii de crin, au dovedit că intensitatea procesului de respiraţie realizează un maxim înainte ca apexul să devină reproductiv, urmează o diminuare a intensităţii acestui proces, apoi o nouă intensificare în etapa de iniţiere a gineceului.

În cazul bulbilor de narcise intensitatea procesului de respiraţie la recoltare a fost de 50 mg CO_2/ kg/oră, pe parcursul perioadei de dormanţă a scăzut la 17 mg CO_2/ kg/ oră, pentru ca înainte de plantare să crească din nou la 23 mg CO_2/ kg/oră.

La tuberoze intensitatea medie a procesului de respiraţie a unui bulb prevăzut cu bulbili este de 39,9 mg CO_2/ kg/oră. Cea mai mică intensitate a procesului de respiraţie s-a determinat la bulbii mari care au avut la maturitate: 35,17 mg CO_2/ kg/oră. Bulbilii au o intensitate respiratorie din ce în ce mai mare, pe măsură ce dimensiunea lor scade, aşa cum rezultă din datele următoare:

bulbil cu diametrul de 2 cm – 69,3 mg CO_2/ kg/ oră
bulbil cu diametrul de 1 cm – 83,3 "
bulbil cu diametrul sub 1 cm – 98,7 "

Kamerbeek (1962) a determinat intensitatea procesului de respiraţie a bulbilor de crin la diferite temperaturi şi a ajuns la următoarele concluzii:

- La temperatura de 25 °C se înregistrează o intensitate respiratorie scăzută, iar la 15°C intensitatea acestui proces creşte.
- Creşterea temperaturii până la 30 °C determină scăderea intensităţii acestui proces, în timp ce depăşirea acestei valori produce o nouă intensificare a respiraţiei.
- Temperatura de 40 °C este letală, iar creşterea temperaturii peste această valoare determină leziuni ireversibile.

Tunicile exterioare ale bulbilor sau ţesuturile suberizate ale rădăcinilor tuberizate reprezintă bariere pentru schimburile de gaze cu mediul ambiant. Aceasta generează realizarea la interiorul ţesuturilor a unei atmosfere îmbogăţite în dioxid de carbon şi sărăcite în oxigen, care favorizează scăderea intensităţii procesului de respiraţie. Îndepărtarea tunicilor exterioare a condus la intensificarea procesului de respiraţie cu aproape 50%, ulterior constatându-se o diminuare, urmată de o stagnare a intensităţii acestui proces.

Temperatura reprezintă principalul factor care determină intensitatea procesului de respiraţie. Rezerva de substrat respirator (glucide

solubile) nu constituie un factor limitativ pentru acest proces. În condiţii de temperaturi extreme (40 °C), consumul de glucide în procesul de respiraţie este de 9,7 mg glucoză/ g subst. proaspătă/ oră, ceea ce poate conduce la consumul glucidelor solubile din ţesuturi (28 mg/g subst. proaspătă) în câteva ore (Kamerbeek, 1969).

Câtul respirator determinat de Kamerbeek (1962) la bulbii de *Iris* a avut valoarea de 1,1, la temperatura de 15 °C. Această valoare denotă că în procesul de respiraţie sunt utilizate şi alte substanţe decât glucidele, ceea ce surprinde având în vedere că principala substanţă de rezervă o reprezintă aceşti compuşi.

Glucidele de rezervă din bulbii speciilor floricole înregistrează o creştere în primele săptămâni ale perioadei de dormanţă, creştere ce se datorează eliminării apei prin procesul de transpiraţie şi concentrării sucului celular.

Pe parcursul procesului de dormanţă are loc hidroliza amidonului cu formarea de glucoză şi transportul glucidelor sub formă de zaharoză spre mugurii materialului săditor floricol. Intensitatea acestui proces este influenţată în principal de temperatură. Halevy ş.a. (1963) au constatat că la temperaturi coborâte (apropiate de 0 °C), hidroliza amidonului din bulbii de *Iris* este mai intensă, faţă de probele păstrate la temperaturi mai ridicate, fapt ce determină acumularea glucidelor solubile.

Cercetările efectuate de Halevy (1963), la bulbii de crin, au evidenţiat că atât conţinutul în amidon, cât şi de glucide solubile (raportat la substanţa proaspătă), creşte în primele 6 săptămâni de păstrare, în urma pierderii apei prin transpiraţie. Ulterior are loc un proces de consum al glucidelor solubile în procesul de respiraţie, ceea ce determină scăderea concentraţiei acestor substanţe.

Conţinutul de amidon din bulbii de lalele a prezentat o scădere în primele 20 de zile ca urmare a procesului de hidroliză enzimatică, ca ulterior să se constate o creştere datorată pierderii apei şi sporirii conţinutului în substanţă uscată. În acelaşi timp, creşte conţinutul de glucide solubile (Alexe, 1994).

Consumul de glucide al bulbilor de crin aflaţi în faza de dormanţă este de cca 0,008 mg/ g subst. proaspătă/ h (Kamerbeek, 1962).

Lipidele existente în organele metamorfozate care constituie materialul săditor floricol suferă modificări în faza de dormanţă. Walch şi Hasslet (1991) au constatat că lipidele din membranele celulare din bulbii de lalele se modifică ca urmare a procesului de adaptare la temperaturi coborâte. Astfel, conţinutul în lipide totale din mugurii

bulbilor de lalele păstraţi la temperatura de 5 °C creşte comparativ cu cel determinat în bulbii păstraţi la temperatura de 17 °C. Modificările cele mai importante au loc în compoziţia acizilor graşi. Valoarea raportului acid linoleic/ acid linolenic creşte la bulbii păstraţi la 5 °C, comparativ cu cei păstraţi la 17 °C. Semnificaţia acestei modificări nu este cunoscută, ţinând cont că în plante valoarea acestui raport scade.

În ceea ce priveşte conţinutul de fosfolipide, s-a constatat o creştere în prima săptămână de păstrare a bulbilor la temperatura de 5 °C, după care nu s-au observat modificări.

Permeabilitatea membranelor plasmatice are valoare minimă la depozitare, când bulbii de lalele se găsesc în repaus vegetativ (134 mS/ g). Pe parcursul perioadei de dormanţă integritatea membranelor plasmatice este afectată astfel încât valoarea permeabilităţii acestora creşte la 464 mS/ g în stadiul G şi 4 000 mS/ g în faza de plantare.

Permeabilitatea membranelor plasmatice se reface în scurt timp după plantarea materialului săditor floricol.

Conţinutul în acid ascorbic din mugurul bulbilor de lalele evidenţiază o creştere pe parcursul perioadei de repaus. Creşterea este relativ mică în frunzele de depozitare, de la 6,25 mg la 7,70 mg/ 100 g. Ea este mai evidentă în cazul tulpinii, şi anume, de la 10,47 mg la 22,40 mg/ 100 g. Cea mai mare acumulare de acid ascorbic s-a constatat în mugurii care înainte de plantare au avut un conţinut de 30,04 mg/ 100 g ţesut proaspăt.

Creşterea concentraţiei de acid ascorbic din muguri poate fi pusă pe seama modificării potenţialului oxidoreducător celular în timpul ieşirii acestora din dormanţă.

Activitatea peroxidazelor din bulbii de crin scade în prima perioadă a repausului şi creşte la mijlocul acesteia, când este iniţiată creşterea lentă a frunzelor. După aceasta are loc o nouă scădere a activităţii acestor enzime (Halevy ş.a., 1963). Rezultate similare la bulbii de lalele au obţinut Alexe ş.a. (1994).

Creşterea activităţii acestor enzime spre sfârşitul perioadei de păstrare, poate fi pusă pe seama acumulării peroxizilor, ca urmare a intensificării proceselor metabolice corelate cu creşterea mugurului.

Biosinteza etilenei a avut o intensitate scăzută în perioada de dormanţă şi a variat între 1 şi 35 nl/ kg subst. proaspătă/ oră.

Prezenţa giberelinelor în bulbii de lalele a fost determinată de Aung ş.a. (1971), prin cromatografie, în fază gazoasă. În frunzele de

depozitare au fost identificate GA_1, GA_5, GA_8 şi GA_9, în tulpină GA_1, iar în rădăcini GA_5, GA_9 şi GA_{13}.

Conţinutul de gibereline libere creşte în timpul păstrării bulbilor de lalele la temperatura de 9°C, însă giberelinele legate scad cantitativ, după 8–13 săpătămâni prezentând o acumulare (Aung şi De Hertogh, 1967). Modificările de concentraţie a giberelinelor la temperatura de 5 °C sunt nesemnificative.

Se presupune că pe parcursul dormanţei are loc atât interconversia celor două forme de gibereline, cât şi noi sinteze şi transformări. Se apreciază că giberelinele sunt implicate în creşterea tijei florale la *Iris* şi *Tulipa* şi în procesul de inducţie florală.

2.3. Dormanţa seminţelor

Repausul vegetativ seminal se caracterizează prin incapacitatea seminţelor de a germina, în condiţii optime de mediu. Acest proces poate fi determinat de tegument şi de embrion.

Dormanţa indusă de tegument se datoreşte prezenţei acidului abscisic, a altor substanţe inhibitoare de creştere (catechine), cât şi gradului ridicat de impermeabilizare al acestui înveliş extern, care favorizează realizarea în interior a unei atmosfere îmbogăţite cu dioxid de carbon şi sărăcite în oxigen.

Dormanţa indusă de embrion se datoreşte prezenţei acidului abscisic în diferitele organe ale embrionului. Corbineau şi Côme (1991) menţionează că acest proces poate fi localizat în radiculă şi uneori în epicotil. Dormanţa determinată de epicotil se întâlneşte la *Lilium* şi *Viburnum* şi este înlăturată după apariţia radiculei. La alte specii, ca de exemplu la *Convallaria majalis* şi *Trillium erectum,* dormanţa este determinată atât de radiculă, cât şi de epicotil. Dormanţa determinată de radiculă poate fi întreruptă după o perioadă de expunere la temperaturi coborâte pozitive, în timp ce dormanţa produsă de epicotil necesită după aceasta o a doua perioadă de frig (Stokes, 1965).

Temperatura optimă şi durata de expunere pentru întreruperea perioadei de dormanţă variază, după Corbineau şi Côme (1991), 4–5 °C timp de 5–6 luni pentru seminţele de *Rosa canina* şi 5–8°C şi 2–3 luni pentru cele de *Rosa multiflora*.

Ieşirea din repausul vegetativ seminal se poate realiza prin expunerea seminţelor, într-un mediu umed, la temperaturi situate în jurul valorii de 5 °C. Tratamentele cu gibereline, cât şi anoxia pot să înlocuiască temperaturile coborâte (Bewley şi Black, 1982).

Capitolul 3
Bazele fiziologice ale înmulţirii plantelor floricole

Numărul mare de genuri şi specii floricole a determinat ca modul de înmulţire al acestora să fie foarte variat, atât pe cale sexuată (generativă), cât şi pe cale asexuată.

3.1. Înmulţirea pe cale sexuată

Acest tip de înmulţire se practică în mod curent la plantele anuale, bienale şi uneori la plantele perene, în special în lucrările de selecţie pentru obţinerea de noi soiuri.

3.1.1. Caracteristicile fiziologice ale seminţelor

Longevitatea seminţelor plantelor floricole variază în funcţie de specie, acestea fiind clasificate de Ewart (1908), Corbineau şi Côme (1991) în modul următor:

Longevitate de 1–2 ani: *Anemone, Asparagus, Callistephus chinensis, Calceolaria, Delphinium, Dahlia, Gloxinia, Phlox, Salvia, Viola.*

Longevitate de 2–3 ani: *Begonia, Dianthus, Cosmos, Dahlia, Hibiscus, Verbena.*

Longevitate de 3–15 ani: *Begonia Chrisanthemum, Centaurea, Cyclamen, Flax, Pisum, Tropaeolum.*

Longevitate de peste 15 ani: *Lupinus, Cytisus, Acacia.*

Viabilitatea seminţelor de flori variază între 1 şi 5 ani, la cele mai multe specii fiind de 2 – 3 ani (*Tabelul 3.1*).

Capacitatea de germinare a seminţelor de flori este foarte variată şi deseori foarte scăzută. Cauzele pot fi multiple: datorită heterogenităţii acestora, ca urmare a faptului că se află în repaus vegetativ sau pentru că factorii ambianţi nu se află în limitele optime.

Dormanţa (repausul vegetativ seminal) este unul din procesele care influenţează semnificativ germinarea seminţelor. Creşterea embrionului este inhibată de prezenţa acidului abscisic din embrion sau de acidul abscisic, substanţele fenolice din tegument, precum şi de limitarea pătrunderii apei, a oxigenului în sămânţă (vezi *vol. 1*).

Temperatura de păstrare reprezintă un factor important care condiţionează germinarea seminţelor. Proporţia seminţelor de *Gerbera* care germinează este mai mare în cazul în care păstrarea s-a făcut la temperaturi constante: 25 sau 30 °C. Variaţia temperaturii de păstrare diminuează proporţia de seminţe care germinează.

La unele specii procesul de germinare a seminţelor este reglat de lumină. Carpenter ş.a. (1994) au constatat că seminţele de *Impatiens wallerana* necesită lumină pentru stimularea procesului de germinare; expunerea seminţelor timp de 6 ore la lumină cu intensitatea de 1,5, 15 sau 150 μmol/ m^2/ s a generat creşterea procentului de germinare, precum şi o germinare rapidă şi uniformă. Expunerea seminţelor pentru 12 sau 24 de ore la aceste intensităţi luminoase determină scăderea procentului de germinare şi creşterea numărului de zile până se realizează 50 sau 90 % seminţe încolţite.

Seminţele de *Begonia* pot germina numai când fotoperioadele sunt mai lungi de 12 ore, sincronizând astfel germinarea cu zilele lungi de vară (Evenari, 1965).

Seminţele de *Begonia* x *semperflorens* necesită variaţia intensităţii luminoase, ca ele să poată germina.

Numeroase specii anuale se caracterizează prin existenţa unui dimorfism al repausului vegetativ, respectiv unele seminţe se găsesc în repaus, în timp ce altele intră în vegetaţie. Acest fenomen a fost întâlnit la unele specii din familiile *Compositae* şi *Chenopodiaceae*.

Temperatura optimă pentru germinarea seminţelor de flori variază în funcţie de specie: 4...5 °C la plantele alpine, 12 °C la *Delphinium*, 25 °C la *Begonia* şi 26 °C la *Ageratum*, *Petunia* etc. Seminţele de *Cyclamen*, *Convulvulus* şi *Tulipa* germinează numai la temperaturi scăzute, de *Amaranthus* şi *Impatiens* – numai la temperaturi ridicate, în timp ce seminţele de *Gerbera*, *Dianthus*, *Linum* şi *Camelina* germinează în limite largi de temperatură şi cu un optimum la 20–25°C (Corbineau şi Côme, 1991).

Durata procesului de germinare a seminţelor de flori la temperatura optimă variază în funcţie de specie între 2 zile (*Delphinium*) şi 42 de zile (*Asparagus*).

Semănatul la majoritatea speciilor floricole se face în seră, răsadniţă sau pe brazde în teren neprotejat, obţinându-se, mai întâi, răsadurile. Există şi plante floricole care se obţin prin semănat direct în câmp.

În perioada de iarnă (decembrie–februarie), se seamănă în sere speciile floricole cu o perioadă de vegetaţie lungă, de 100–180 de zile: *Begonia semperflorens, Dianthus caryophyllum, Lobelia* etc.

În perioada de primăvară (martie–aprilie), se seamănă în seră, răsadniţă sau direct în câmp, plantele floricole cu o perioadă de 70–100 de zile: *Antirrhinum, Callistephus, Nicotiana, Petunia, Phlox, Matthiola* etc.

După Corbineau şi Côme (1991), temperaturile limită şi temperatura optimă pentru germinarea seminţelor unor specii floricole variază în limitele prezentate în *tabelul 3.2.*

Tabelul 3.1. **Caracteristicile germinative ale seminţelor unor plante floricole**

Denumirea speciei	*Viabilitatea, ani*	*Temperatura de germinare, °C*	*Durata de germinare la temp. optimă, zile*
Ageratum mexicanum	2–3	21–26	8
Antirrhinum majus	3–4	18–21	7–14
Asparagus densiflorus "sprengeri"	1	21	42
Begonia × semperflorens	2–3	21	14–21
Callistephus chinensis	1	21	8–10
Calendula officinalis	3–4	21	10
Celosia argentea "cristata"	2–3	21	10
Centaurea cyanus	1–2	18	10
Centaurea gymnocarpus	1–2	15–18	10–15
Coleus blumei	2–3	18–23	10
Delphinium ajacis	1	12	2
Dianthus caryophyllus	2–4	21	14–21
Dimorphotheca aurantiaca	1–2	21	10
Gazonia splendens	2	15	10
Gamphrena globosa	2–3	18–21	14
Helicrysum bracteatum	2–3	21	7

Tabelul 3.1. (Continuare)

1	2	3	4
Impatiens sultanii	2–3	21	18
Limonium spp.	2–3	21	15–20
Lobelia erinus	2–3	21–23	20
Matthiola incana	3–4	18–23	14
Mimosa pudica	2–3	21	12–15
Nicotiana affinis	1–2	21	15
Pelargonium × hortensis	1–2	21–23	21
Petunia × hybrida	1–2	21–26	10–12
Phlox drummondii	1	18	10
Portulaca grandiflora	2–3	21	10
Salvia splendens	1	21	12–15
Senecio cruentus	2–3	21–23	10
Tagetes patula	2–3	21–23	7
Tropaeolum majus	4–5	18	10
Verbena × hybrida	2–3	18	20
Viola tricolor	1–2	18–23	10

În perioada de primăvară târzie (mai–iunie), se seamănă direct în câmp speciile floricole anuale cu o perioadă de vegetaţie de 40–70 de zile: *Clarkia, Godetia, Tropaeolum* etc.

În perioada de vară (iulie–august), se seamănă pe brazde sau în răsadniţe reci majoritatea speciilor floricole bianuale: *Bellis, Campanula medium, Dianthus barbatus, Viola hortensis* etc. Tot în această perioadă, se seamănă în seră şi speciile decorative prin flori, cultivate în ghivece: *Calceolaria, Primula malacoides, Senecio cruentus* etc., precum şi unele specii anuale care se cultivă în cultură forţată pentru înflorire în timpul iernii: *Antirrhinum, Matthiola* etc.

În perioada de toamnă (octombrie–noiembrie), se seamănă direct în câmp speciile rezistente la temperaturi scăzute: *Aconitum, Delphinium, Calendula, Nigella* etc., iar în seră se seamănă: *Cyclamen, Lathyrus, Asparagus* etc.

Seminţele care îşi pierd repede facultatea germinativă (*Clivia, Gerbera* etc.) se seamănă la scurt timp după recoltare.

Tabelul 3.2. **Temperatura necesară pentru germinarea seminţelor unor specii floricole**

Specia	*Limitele temperaturii, °C*	*Temperatura optimă, °C*
Convulvulus tricolor	5–15	10
Cyclamen persicum	10–20	15–18
Dahlia variabilis	5–25	15–20
Phlox drumondi	5–25	15–20
Primula acaulis	5–25	15–20
Tulipa gesneriana	0–12	5–8
Camelina sativa	5–35	20–30
Cosmos bipinnatus	5–35	10–25
Dianthus sinensis	5–35	20–30
Gerbera spp.	10–35	20–25
Gypsophila elegans	10–35	20–25
Lathyrus odoratus	5–30	10–20
Linum usitatissimum	5–35	20–25
Viola wittrockiana	10–30	15–25
Amaranthus caudatus	10–40	25–35
Chrysanthemum spp.	10–40	25–35
Dianthus barbatus	10–30	20–25
Impatiens balsamina	10–35	25–35
Petunia hybrida	15–35	30
Zinnia elegans	15–35	20–25

Seminţele plantelor horticole au dimensiuni mici, ajungând până la 50 000 de seminţe/ gram la *Begonia semperflorens*.

Valoarea scăzută a masei medii a seminţelor de flori relevă faptul că acestea au puţine substanţe de rezervă. Din această cauză, embrionul nu poate străbate un strat mai gros de sol, ca urmare semănatul se face la adâncimea de 3–5 mm sau la suprafaţă.

3.1.2. Germinarea seminţelor

În cazul înmulţirii prin seminţe, primul organ care străbate tegumentul şi pătrunde în sol este rădăcina primară.

Germinarea seminţelor provenite de la plantele floricole bulboase are drept urmare formarea unei rădăcini primare, care, la cele mai multe specii, are o durată a vieţii de un an, iar în anul al doilea se formează rădăcini adventive. Face excepţie, de exemplu, *Hippeastrum* la care rădăcinile primare se menţin şi în anul al doilea.

În cazul seminţelor de lalele se formează o singură rădăcină primară care devine senescentă la sfârşitul primului an de viaţă. În anul al doilea se formează rădăcini adventive din tulpina-disc.

Din seminţele de narcise se formează mai întâi o rădăcină primară şi ulterior din zona procambială, de la baza cotiledonului, se formează două rădăcini adventive. La sfârşitul primului an, aceste rădăcini mor, iar în anul al doilea se formează rădăcini adventive din celulele de la baza discului.

Din seminţele de dalie se formează o rădăcină primară şi câteva rădăcini laterale. La partea bazală a cotiledonului, la nodul inferior al tulpinii, cresc rădăcini adventive. Prin diviziunea şi extensia celulelor din aceste rădăcini se formează organul de depozitare, rădăcina tuberizată.

Creşterea plantulei poate fi epigee (*Tulipa*), când datorită creşterii hipocotilului cotiledoanele ajung la suprafaţa solului, sau hipogee (*Narcissus*), când hipocotilul creşte puţin şi ca urmare cotiledoanele rămân în sol.

Cotiledoanele care ajung la suprafaţa solului înverzesc datorită sintezei şi acumulării pigmenţilor clorofilieni şi pot desfăşura procesul de fotosinteză.

Primele frunze care se formează din seminţele plantelor geofite sunt înguste, tubulare sau spatulate.

3.1.3. Factorii care influenţează procesul de germinare al seminţelor

Conţinutul în apă al seminţelor variază în limite largi şi constituie un factor important pentru germinare. Seminţele de *Amaryllis, Haemanthus, Clivia, Nerine* etc. au un conţinut ridicat de apă care poate ajunge până la 80 %, iar ţesuturile exterioare cutinizate şi suberificate împiedică deshidratarea. Aceste seminţe germinează repede, chiar şi în condiţii improprii.

Temperatura reprezintă un factor esenţial pentru germinarea seminţelor plantelor floricole. Astfel, pentru seminţele de lalele tempe-

ratura optimă pentru germinare este de cca 5 °C. Temperaturile mai ridicate determină inhibarea acestui proces.

Carpenter ş.a. (1991) au precizat că germinarea seminţelor de gladiole este independentă de lumină, iar temperatura de 20 °C a generat cel mai mare procent de germinare (97 %). Procentul de germinare este influenţat de condiţiile de păstrare, parametrii optimi fiind: temperatura 15 °C şi umiditatea relativă a aerului între 11 şi 33 %.

Lumina poate să influenţeze în mod diferit procesul de germinare, în funcţie de sensibilitatea seminţelor. Yambe ş.a. (1995) au constatat că seminţele de *Rosa multiflora* sunt fotoblastice, în procesul de stimulare a germinării fiind implicat fitocromul. Expunerea la lumina roşie timp de 1 minut a avut efectul stimulator maxim asupra procesului de germinare, în timp ce radiaţiile din domeniul roşu îndepărtat au fost ineficace asupra acestui proces.

3.2. Înmulţirea pe cale vegetativă

Înmulţirea pe cale vegetativă se bazează pe capacitatea pe care o au unele părţi sau fragmente din plantă, de a forma rădăcini şi organe aeriene, când sunt puse în condiţii optime de vegetaţie.

În funcţie de organul care ia parte la înmulţire, precum şi în funcţie de modul în care se face aceasta, deosebim înmulţirea prin: bulbi, tuberobulbi, rădăcini tuberizate, rizomi, butaşi, stoloni, despărţirea tufelor, marcotaj, altoire şi înmulţire prin meristeme.

3.2.1. Înmulţirea prin rădăcini sau tulpini metamorfozate

Organele subterane perene: bulbi, tuberobulbi, tuberculi, rădăcini tuberizate, rizomi sau hipocotili îngroşaţi sunt prevăzute cu rădăcini care la cele mai multe specii supravieţuiesc numai un an (*Fig. 3.1*). Fac excepţie: *Dahlia, Lilium, Convallaria, Hippeastrum* şi *Ranunculus* la care rădăcinile supravieţuiesc mai mult decât un sezon.

Bulbii sunt tulpini metamorfozate, subterane alcătuite dintr-o tulpină sub forma unui disc, pe partea inferioară a căreia se găsesc rădăcini embrionare, iar pe cea superioară unul sau mai mulţi muguri înveliţi de tunici care au rol de depozitare a substanţelor de rezervă. Tunicile se acoperă complet unele pe altele la lalele sau se acoperă parţial la crini. La unele specii tunicile pot fi învelite de frunze pergamentoase cu rol de protecţie. Bulbii pot fi anuali sau pereni, când substanţele de rezervă sunt epuizate după mai mulţi ani.

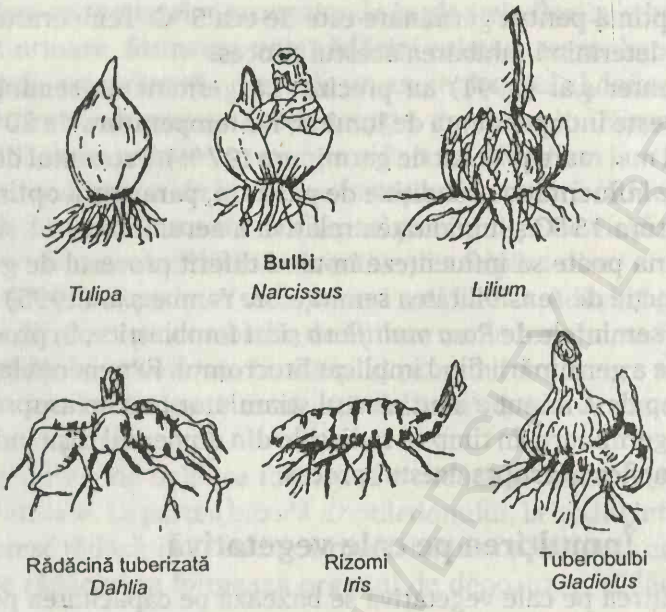

Fig. 3.1. Organe subterane de rezervă ale unor plante floricole

Dintre speciile care se înmulţesc prin bulbi se pot menţiona: *Amaryllis, Camassia, Chinodoxa, Fritillaria, Galanthus, Galtonia, Hyacinthus, Hippeastrum, Himenocalis, Iris, Leucojum, Lilium, Muscari, Narcissus, Nerine, Oxalis, Ornithogalum, Polyanthes, Scilla, Tulipa* etc.

Bulbii de *Narcissus* sunt alcătuiţi dintr-un număr de creşteri anuale care constituie unităţi ale bulbului, dintr-un număr specific de frunze metamorfozate (variabil în funcţie de soi), care înconjoară baza frunzelor asimilatoare,din mugurul floral şi cel lateral.

La baza bulbului, în primul an se formează 4–7 rădăcini adventive neramificate, lipsite de perişori absorbanţi, care pot penetra în sol până la adâncimea de 80 cm. În anii următori, pe măsură ce suprafaţa tulpinii se măreşte, numărul rădăcinilor adventive creşte. Creşterea rădăcinilor este mai rapidă în prima perioadă după plantare, dar continuă lent până în momentul recoltării.

Unităţile laterale ale bulbului se formează în luna decembrie şi devin vizibile în luna aprilie. Prima unitate se formează la baza frunzei din centrul bulbului, iar următoarele, la baza frunzelor externe sau a celor metamorfozate. Frunzele şi florile ajung la suprafaţa solului după 9–18 luni, în funcţie de poziţia meristemului pe bulb.

Bulbii de *Hyacinthus* sunt alcătuiţi dintr-o tulpină sub forma unui disc pe care se găsesc la exterior tunici cu rol de protecţie, sub care se găsesc frunze metamorfozate cu rol de depozitare, frunze asimilatoare în curs de formare şi primordiul inflorescenţei, la baza căruia se află mugurul axilar. Bulbii necesită 2–3 ani pentru a realiza maturitatea de înflorire.

După aproximativ 5–7 săptămâni de la plantare, bulbii de *Hyacinthus* formează la baza tulpinii-disc, în medie, 32 de rădăcini (Versluys, 1927). Acestea sunt neramificate şi nu au perişori absorbanţi. Creşterea lor încetează în timpul iernii, iar primăvara ele devin senescente. În luna mai, din tulpină se formează primordii care vor da naştere la noi rădăcini neramificate. După Kawa şi De Hertogh (1992), se formează în medie 111 de rădăcini pe un bulb.

Bulbii de *Lilium* au o tulpină sub forma unui disc pe care se găsesc, dispuse în spirală, frunze metamorfozate, îngroşate. Frunzele asimilatoare sunt de două feluri: unele se formează toamna, la baza tulpinii florifere, iar celelalte pe tulpina floriferă, vara.

Bulbii formează primordii ale rădăcinilor cu 12–18 luni înainte de apariţia lor. Primăvara târziu, se formează noi primordii şi rădăcini ramificate, care pot ajunge până la lungimea de 65 cm.

La unele specii de *Lilium (L. bulbiferum, L. tigrinum, L. auratum)*, înmulţirea se face prin bulbilii ce apar în lungul tulpinilor aeriene, la baza frunzelor.

Bulbii de crin au ca substanţe de rezervă amidon şi mari cantităţi de β-1,4-glucomanani cu greutatea moleculară de 230 kDa. Enzimele implicate în biodegradarea acestor substanţe sunt α-amilaza, α-glucozidaza, β-manozidaza, β-glucozidaza şi endo-β-mananaza (Wozniewski ş.a., 1992).

Bulbii de *Tulipa* sunt alcătuiţi dintr-o tulpină sub forma unui disc, cu internoduri scurte, pe partea superioară a căreia se fixează concentric frunze metamorfozate cu rol de depozitare. Pe partea inferioară se găsesc primordiile rădăcinilor, care se formează încă de la sfârşitul lunii iunie, din celulele din apropierea fasciculelor vasculare. Toamna, la 10–12 zile de la plantare, rădăcinile apar sub forma unor excrescenţe pe discul bulbului. La sfârşitul lunii noiembrie, rădăcinile ating lungimea de cca 1 cm, iar către sfârşitul iernii, se găsesc pe 1/3–2/3 din suprafaţa discului, au lungimea de 4–7 cm şi cresc fără a se ramifica. Primăvara târziu, rădăcinile îmbătrânesc şi mor. Numărul rădăcinilor este în strânsă corelaţie cu mărimea bulbului şi variază între 50 şi 70.

În perioada februarie–iulie, la baza frunzelor bulbului-mamă, se formează centripet, câte un bulb-fiică. Aceştia, în perioada mai–iulie, vor forma, la rândul lor, frunze şi flori, iar la sfârşitul acestei perioade mor. În etapa respectivă cea mai mare parte din rezervele de amidon din bulbul-mamă sunt transferate în bulbii nou-formaţi.

Rădăcinile bulbilor sunt prevăzute în general cu perişori absorbanţi, dar s-a constatat că unele soiuri de *Tulipa, Crocus flavus* şi *Muscari armeniacum* nu au peri absorbanţi. Se presupune că în cazul acestor specii absorbţia substanţelor are loc pe întreaga suprafaţă a rădăcinii.

Tuberculii sunt tulpini subterane, cu rol de depozitare a substanţelor de rezervă, pe suprafaţa cărora se găsesc mai mulţi muguri. Rădăcinile se formează fie la baza tuberculilor (*Anemone*), fie la baza tulpinilor aeriene care se formează din muguri (*Gloriosa*).

Dintre speciile care se înmulţesc prin tuberculi se pot menţiona: *Anemone, Caladium, Calla, Eranthis, Gloriosa* etc.

Tuberobulbii sau cormii sunt alcătuiţi dintr-o tulpină sub forma unui disc, prevăzut cu rădăcini embrionare pe partea inferioară, cu noduri şi internoduri pe partea superioară, şi au rolul de depozitare a substanţelor de rezervă. Tuberobulbii sunt protejaţi de 2–3 tunici pergamentoase, analoage cu cele de la bulbi. Se pot înmulţi pe această cale: *Colchicum, Crocus, Freesia, Gladiolus, Ixia, Liatris, Montbretia, Polianthes, Sparaxis* etc. După îndepărtarea frunzelor acoperitoare pe suprafaţa lor (ca, de exemplu, la *Gladiolus*), se observă prezenţa mugurilor dorminzi, din care în cursul perioadei de vegetaţie iau naştere tot atâtea tulpini florifere, la baza cărora se formează câte un tuberobulb nou. La unele genuri, cum este *Gladiolus, Montbretia, Freesia* etc., la baza fiecărui tuberobulb nou, apar nişte stoloni foarte scurţi, în vârful cărora se formează tuberobulbili de diferite dimensiuni. Numărul acestora poate fi de 4–20, mai rar 30–40 (la *Gladiolus*), în funcţie de specie, soi, condiţiile ecologice şi tehnologia de cultură.

La *Polianthes* organul de înmulţire poate fi considerat rizomobulb, deoarece bulbul este însoţit de un rizom, dar în lucrările de specialitate este inclus în categoria tuberobulbilor.

Rădăcinile tuberizate sunt organe de depozitare a substanţelor de rezervă şi se fixează pe o parte comună, colet, pe care se găsesc muguri.

Acest proces a fost studiat la *Dahlia* de Moser şi Hess (1968), care au constatat că tuberizarea poate fi indusă de 5 fotoperioade scurte

(lungimea critică 11–12 ore) şi are loc cu intensitate maximă la temperatura de 16–21 °C. Temperaturile sub 10 °C şi peste 27 °C inhibă formarea rădăcinilor embrionare cu rol de absorbţie.

Se pot înmulţi prin intermediul rădăcinilor tuberizate următoarele specii floricole: *Astilbe, Dahlia, Eremurus, Oxalis, Ranunculus, Hemerocallis*. În această categorie pot fi încadrate şi speciile floricole care au axa hipocotilă îngroşată şi cu aspect de tubercul: *Begonia tuberhibrida, Cyclamen, Gloxinia* etc.

Pentru a putea fi înmulţite vegetativ, prin secţionarea longitudinală a tuberculilor, trebuie ca segmentele rezultate să aibă o porţiune de colet purtătoare de muguri dorminzi.

Şelaru (1995) a precizat că diferenţele mari de temperatură dintre zi şi noapte favorizează îngroşarea rădăcinilor la Dahlia, zonele de dealuri fiind optime pentru cultura acestei plante.

Rizomii sunt tulpini subterane, cu creşteri orizontale şi rol de depozitare, pe suprafaţa cărora se găsesc muguri şi rădăcini. Segmentele purtătoare de 2–3 muguri şi câteva rădăcini adventive se plantează pentru a da naştere la o nouă plantă.

Dintre speciile floricole se pot înmulţi prin rizomi: *Achimenes, Anemone, Oxalis, Agapanthus, Alstroemeria, Canna, Clivia, Convallaria, Iris, Zantedeschia* etc.

Organele subterane metamorfozate ale plantelor floricole sunt poziţionate la adâncimea corespunzătoare pentru creştere, cu ajutorul rădăcinilor contractile.

Rădăcinile contractile au fost găsite la următoarele tulpini subterane ale plantelor floricole:

Bulbi: *Narcissus* spp., *Iris* spp., *Hyacinthus* spp., *Amaryllis belladonna, Lilium candidum, Ornithogalum arabicum, Polianthes tuberosa, Oxalis cernua*.

Tuberobulbi: *Crocus imperati, Freesia refracta, Gladiolus communis*.

Tuberculi: *Anemone coronaria fulgens, Begonia baumannii*.

Rădăcini tuberizate: *Dahlia variabilis, Hemerocallis flava*.

Rizomi: *Canna indica, Convallaria majalis, Iris germanica, Agapanthus umbelatus*.

Rădăcinile contractile au lungimea de 3–7 mm şi au rolul de a poziţiona organul de depozitare la adâncimea la care se găsesc condiţii optime de creştere. Smith-Huerta şi Jernstedt (1989, 1990) au constatat că în timpul contracţiei rădăcinilor de *Hyacinthus* creşte

conţinutul celulelor în tubulină şi microfibrile de celuloză, sporeşte numărul microtubulilor şi se modifică orientarea acestora. În timpul contracţiei s-a constatat creşterea în sens radiar a celulelor corticale interne şi micşorarea lor în sens longitudinal.

Numărul rădăcinilor contractile creşte dacă sporeşte diferenţa de temperatură dintre zi şi noapte, dacă organele subterane sunt expuse la lumină roşie (Halevy, 1986) sau la temperatura de 12 °C.

Ritmul de creştere a rădăcinilor la narcise este de circa 4–5 cm/săptămână, în condiţii favorabile de sol, temperatură şi umiditate. În cazul în care rădăcinile au fost tăiate, din tulpina-disc se formează noi rădăcini.

3.2.2. Înmulţirea prin butaşi

Butaşii sunt o parte din tulpină, lăstar, frunză sau rădăcină, care, detaşată de planta-mamă şi pusă în condiţii optime de vegetaţie, formează la polul bazal rădăcini şi la cel apical organe aeriene, dând naştere la o nouă plantă.

Butaşii formează primordiile rădăcinilor adventive din parenchimul razelor floemului (*Hedera*), floemul secundar nediferenţiat şi cambiul interfascicular (*Rosa*), cambiul interfascicular şi periciclu (*Begonia*), ţesutul de pe exteriorul frunzelor şi a peţiolilor (*Begonia*), iar primordiile ramurilor se formează din celulele periciclului. Prin dediferenţierea celulelor din aceste zone, revenirea la stadiul meristematic şi diviziunea lor se formează un con de creştere care penetrează până la suprafaţa butaşului, dând naştere la rădăcini adventive şi, respectiv, la ramuri.

Vârsta organului din care se face butaşul trebuie să fie medie, faza de recoltare depinzând şi de specificul plantei. Astfel, la *Chrysanthemum, Hydrangea, Columnea, Achyranthes, Coleus* etc. lăstarii pot fi erbacei, iar la *Dianthus, Pelargonium* etc. lăstarii trebuie să fie uşor semilignificaţi la bază.

Pentru dezvoltarea ulterioară a plantelor, un rol important îl are şi locul pe care îl ocupă pe plantă lăstarul care se va folosi la butăşire. Astfel, butaşii de vârf de pe ramurile superioare, înrădăcinează mai repede decât cei recoltaţi de pe ramurile laterale, datorită conţinutului mai ridicat în auxine al ramurilor superioare.

La unele specii: *Colocasia, Ficus, Monstera* etc. se pot face butaşi de tulpină cu un singur ochi şi cu nodul respectiv.

La speciile la care primordiile radiculare sunt aparente, butaşii se separă de planta-mamă cu o porţiune din această zonă (cu un călcâi), aşa cum este cazul la *Ficus rubiginosa*. În acelaşi scop, şi butaşii de *Dahlia, Begonia tuberhybrida* etc. se scot cu o mică porţiune din rădăcina tuberizată.

Butaşii de frunză pot fi obţinuţi fie din frunza întreagă cu sau fără peţiol, fie din fragmente de frunză prevăzute cu nervura principală. În acest mod se înmulţesc speciile: *Begonia, Gloxinia, Echeveria, Saintpaulia, Sansevieria* etc.

Şelaru (1995) subliniază faptul că înrădăcinarea butaşilor decurge normal în limite specifice de temperatură: 25–28 °C la ficus, 18–20 °C la hortensia şi crizanteme, 15 °C la cerceluş. Temperatura minimă pentru înrădăcinare este de 10–12 °C, iar temperatura solului trebuie să fie mai mare cu 2–3 °C decât cea a aerului.

Stimularea înrădăcinării butaşilor se realizează prin tratarea cu substanţe hormonale: acid β-indolilacetic, acid β-indolilbutiric, acid α-naftilacetic, acid 2,4-diclorfenoxiacetic, cât şi produsele comerciale care conţin aceste substanţe: calux 1,2,3, Belvitan, Rizopon, Radistim, Wurzelfix etc. (Şelaru, 1998).

3.2.3. Înmulţirea prin stoloni

Stolonii sunt tulpini lungi, subţiri, pendule, pe care din loc în loc apar nişte plante în miniatură, cu aspect de rozetă. Se pot înmulţi prin stoloni: *Clorophytum comosum, Saxifraga sarmentosa, Nephrolepis exaltata* etc. Când rozetele sunt bine formate şi sunt însoţite de câteva rădăcini adventive, se separă de planta-mamă şi se plantează ca plante noi. La *Nephrolepis exaltata* stolonii aerieni formează noi plante numai dacă vin în contact cu substratul de cultură în care este planta-mamă.

Înmulţirea prin stoloni este una din cele mai obişnuite metode de înmulţire pe cale vegetativă practicată atât la speciile perene cultivate în seră (*Asparagus, Aspidistra, Ruscus, Sansevieria* etc.), cât şi la speciile cultivate în câmp şi care au aspectul de tufă (*Aquilegia, Funkia, Hemerocallis, Paeonia* etc.).

3.2.4. Înmulţirea prin muguri adventivi

Pe această cale se înmulţesc plantele care au însuşirea de a forma muguri adventivi ce pot fi amplasaţi fie pe nervura mediană (*Aspi-*

dium, Asplenium), fie pe pedunculul inflorescenţei (*Bryophyllum proliferum*) sau pe marginea limbului, cum ar fi *Bryophyllum daigremontianum*. Aceşti muguri, într-un anumit stadiu de dezvoltare, se desprind de pe planta-mamă şi se plantează în substrat pentru a-şi continua creşterea.

3.2.5. Înmulţirea prin marcotaj

În funcţie de specificul plantei, marcotajul poate fi terestru sau aerian. Marcotajul terestru, la rândul lui, poate fi natural sau artificial. Marcotajul natural se întâlneşte la plantele ale căror tulpini sunt repente şi care venind în contact cu solul înrădăcinează, dând naştere la noi plante care pot fi separate de planta-mamă (*Phlox subulata, Ficus stipulata* etc.). Marcotajul terestru artificial este procedeul prin care o ramură sau mai multe în vârstă de un an sunt aplecate şi fixate cu un cârlig în sol, după care se muşuroiesc lăsând vârful în afară.

La unele specii floricole cultivate în seră ale căror tulpini nu suportă îndoirea, cum sunt: *Dracaena, Cordyline, Ficus, Phylodendron* etc. se practică marcotajul aerian. În acest caz, în zona unde dorim să provocăm apariţia rădăcinilor se practică câteva incizii longitudinale cu lungimea de 10–15 cm, după care această zonă se acoperă cu un

Tabelul 3.1. **Temperatura optimă şi durata de păstrare a materialului săditor floricol (după Ştefan ş.a., 1966)**

Specia	*Temperatura, °C*	*Durata de păstrare, luni*
Begonia tuberhibrida	7–8	4–6
Calla	2	6–8
Crocus	13–16	4–6
Dahlia	7–10	6–7
Freesia	13–16	4–6
Gladiolus	2	7–8
Hyacinthus	13–16	4–6
Lilium	2	6–8
Narcissus	13–16	4–6
Polyanthes	4,5–7	6–8
Scilla	13–16	4–6
Tulipa	10–13	4–6

manşon umed de *Sphagnum* sau turbă şi cu o folie de polietilenă. După ce s-au format rădăcinile, se taie tulpina sub nivelul acestora şi ramura înrădăcinată se plantează ca plantă de sine stătătoare.

3.2.6. Înmulţirea prin altoire

Speciile care se înmulţesc greu, cum sunt: *Azalea, Camellia, Clematis* etc. sau în scopul obţinerii unor plante mai decorative (*Cactaceae*), se pot altoi. Se practică metoda de altoire în despicătură la: *Chrysanthemum, Clematis, Fucsia, Pelargonium, Rosa, Syringa* etc., în triungulaţie la: *Dahlia, Paeonia* etc., în copulaţie sau alipire la *Cactaceae* şi la plantele cu rădăcini tuberizate.

3.2.7. Înmulţirea prin micropropagare

Micropropagarea utilizează un număr redus de celule, recoltate din ţesuturile meristematice, care pe mediul de cultură se divid formând calus. În prezenţa unui raport favorabil de citochinine şi auxine, calusul diferenţiază rădăcini şi organe aeriene, regenerând o nouă plantă.

Această metodă se utilizează pentru obţinerea unor plante libere de viroze la speciile: *Dianthus, Chrysanthemum, Gerbera, Tulipa, Hyacinthus, Gladiolus, Dahlia, Orhidee* etc.

3.3. Păstrarea materialului săditor floricol

Materialul săditor floricol (bulbi, tuberobulbi, rizomi, tuberculi) se păstrează în perioada de la recoltare şi până la plantare, în spaţii speciale cu posibilităţi de reglare a temperaturii, umidităţii relative a aerului şi circulaţiei aerului. Condiţiile de păstrare reprezintă principalii factori care determină durata de păstrare (*Tabelul 3.1*).

Rees (1972) recomandă pentru păstrarea materialului săditor floricol următoarele temperaturi:

- bulbii de lalele pot fi păstraţi timp de 6 – 8 luni la temperaturi apropiate de 0 °C;
- bulbii de crin se păstrează mai multe luni la temperatura de 25,5 °C;
- bulbii de narcise se pot păstra, după Hartsema şi Blaauw (1935), la temperatura de 28°C;
- tuberculii de *Dahlia, Sinningia* şi *Begonia tuberhibrida* se pot păstra în nisip umed, pentru a nu-şi pierde turgescenţa.

Rizomii de *Canna* se pot păstra în sere reci, sub parapeţi, luându-se măsuri să nu se scurgă apa de pe parapet peste ei.

În perioada de păstrare a materialului săditor floricol continuă să se desfăşoare procesele fiziologo-biochimice caracteristice pentru organele vii ale plantelor. Astfel, datorită desfăşurării proceselor de transpiraţie şi respiraţie, bulbii de crin pierd după 335 de zile de păstrare la temperatura de 25 °C 29,2 % din conţinutul de apă şi 2,7 % din substanţa uscată (Kamerbeek, 1962).

Rees (1972) a constatat că bulbii de lalele păstraţi 12 săptămâni la temperatura de 20 °C pierd 0,6 % din substanţa uscată.

Intensitatea procesului de respiraţie a materialului săditor floricol variază în funcţie de faza de creştere şi dezvoltare în care se află. În timpul dormanţei intensitatea acestui proces este mică, pentru a creşte în faza de diferenţiere şi de creştere a mugurilor florali.

Cercetările efectuate de Cernăianu ş.a. (1979), la bulbii de lalele, au precizat că perioada de diferenţiere a componentelor florale corespunde unei intense activităţi respiratorii, degajările de dioxid de carbon crescând de la 12,9 mg CO_2/ kg/oră, la începutul perioadei, la 32,5 mg CO_2/ kg/ oră, la sfârşitul perioadei de formare a mugurilor florali.

În perioada de creştere a mugurilor, intensitatea procesului de respiraţie scade de la 11,5 mg CO_2/ kg/ oră la 9,8 mg CO_2/ kg/ oră, la sfârşitul acesteia.

Conţinutul în glucide solubile creşte pe parcursul păstrării bulbilor, atât datorită pierderii apei şi concentrării sucului celular, cât şi ca urmare a hidrolizei rezervelor de amidon. Rodrigues Pereira (1962) a constatat că bulbii de crin păstraţi la temperatura de 2 °C au un conţinut mai mare de glucide solubile comparativ cu bulbii păstraţi la temperatura de 31 °C. În mod similar Algera (1947) a constatat creşterea concentraţiei de glucide solubile din bulbii de lalele şi păstraţi la temperaturi coborâte.

Halevy ş.a. (1963) au menţionat că activitatea catalazei şi a peroxidazei au variaţii mici, în cazul bulbilor de crin păstraţi la temperaturi coborâte. Bulbii păstraţi la temperaturi ridicate (30/ 25/ 10 °C) au evidenţiat o creştere a activităţii catalazei şi peroxidazei la mijlocul perioadei de diferenţiere a florilor.

Capitolul 4
Fiziologia creşterii plantelor floricole

Creşterea plantelor floricole începe o dată cu înrădăcinarea materialului săditor sau cu germinarea seminţelor.

Plantele anuale îşi desfăşoară întreg ciclul lor vital într-o singură perioadă de vegetaţie, pe parcursul căreia cresc, înfloresc, formează seminţe şi mor (*Fig. 4.1*).

Plantele bienale şi perene au nevoie de două sau mai multe sezoane pentru a parcurge ciclul lor vital. În timpul iernii, organele subterane ale plantelor bienale şi perene rămân în fază de dormanţă, pentru ca în anul următor să formeze noi organe aeriene.

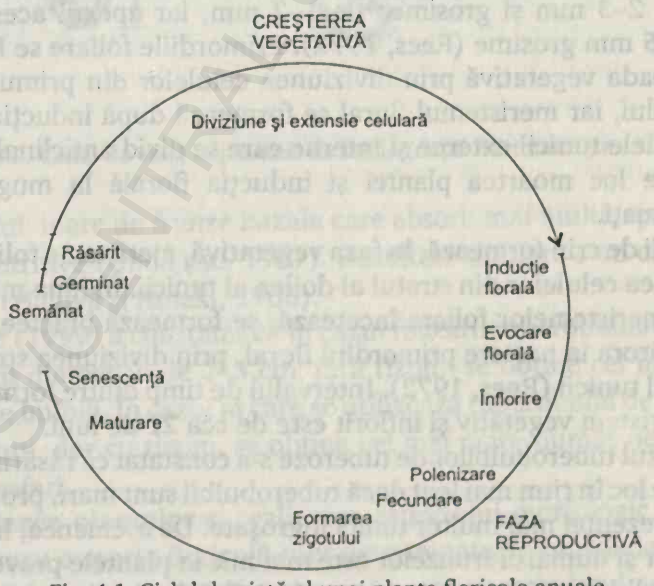

Fig. 4.1. Ciclul de viaţă al unei plante floricole anuale

4.1. Creşterea organelor vegetative ale plantelor floricole

Creşterea reprezintă un proces complex, dependent de însuşirile de soi şi influenţat de factorii ambianţi. Cercetările efectuate în ultima perioadă au permis realizarea unor programe de simulare pe calculator a procesului de creştere, aşa cum este modelul ROSESIM, elaborat de Hopper ş.a. (1994).

Procesul de creştere până la formarea a cel puţin trei frunze se bazează pe utilizarea substanţelor de rezervă din seminţe şi din materialul săditor floricol. În general, seminţele şi materialul săditor asigură aprovizionarea mai bună a noilor plante cu substanţe nutritive.

În cazul bulbilor de lalele, în februarie–iulie se formează bulbii-fiică, iar la sfârşitul acestei perioade are loc inducţia florală. Urmează faza de dormanţă, care durează din iulie până în luna octombrie şi pe parcursul căreia are loc creşterea primordiilor florale şi formarea componentelor florale. După plantare are loc formarea noilor rădăcini, temperatura optimă pentru acest proces fiind de 8,9 °C, în cazul lalelelor din soiul *Rose Copeland* (Turquand, 1967). Pe parcursul iernii apexul este inactiv, ca primăvara să se formeze frunzele şi florile (*Fig. 4.2*). Mugurul vegetativ al bulbilor de lalele are lungimea de 2–3 mm şi grosimea de 1–2 mm, iar apexul acestora are 100–125 mm grosime (Rees, 1972). Primordiile foliare se formează în perioada vegetativă prin diviziunea celulelor din primul strat al corpusului, iar meristemul floral se formează după inducţia florală, din celulele tunicii externe şi interne care se divid anticlinal. În luna iulie are loc moartea plantei şi inducţia florală la mugurii-fiică nou-formaţi.

Bulbii de crin formează, în faza vegetativă, meristeme foliare, prin diviziunea celulelor din stratul al doilea al tunicii. În luna martie formarea meristemelor foliare încetează, se formează bractee, în interiorul cărora ia naştere primordiul floral, prin diviziunea stratului al treilea al tunicii (Rees, 1972). Intervalul de timp dintre formarea noului meristem vegetativ şi înflorit este de cca 21 de luni.

În cazul tuberobulbilor de tuberoze s-a constatat că răsărirea plantelor are loc în ritm mai lent dacă tuberobulbii sunt mari, probabil datorită prezenţei mai multor tunici îngroşate. De asemenea, înălţimea plantelor şi numărul frunzelor este mai mic la plantele provenite din tuberobulbi cu diametrul mai mare de 2,0–2,5 cm, probabil datorită

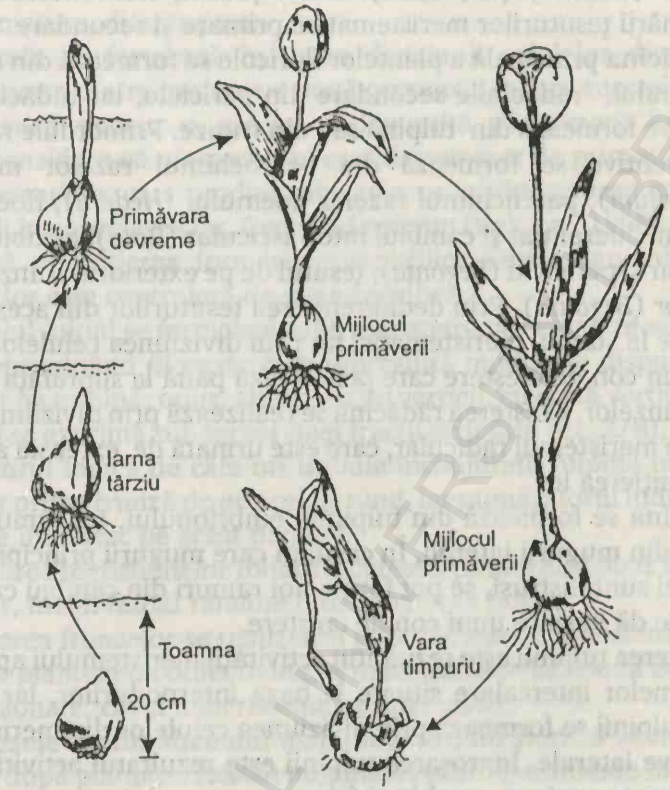

Fig. 4.2. Ciclul de viaţă la plantele de lalele (după Hartmann ş.a., 1988)

numărului mare de frunze bazale care absorb mai multă apă şi substanţe nutritive (Dhua ş.a., 1987). Rezultate similare s-au obţinut şi la lalele (Hagiya şi Amaki, 1966).

Endre (1999) a constatat că în cazul folosirii tuberobulbilor de tuberoze cu diametrul de 2–3 cm, fără rizom, se obţine cel mai mare număr de bulbili. În cazul în care se utilizează tuberobulbi de aceleaşi dimensiuni, dar cu rizom, se obţine cel mai mare număr de tuberobulbi floriferi.

Creşterea plantelor şi realizarea aspectului morfologic caracteristic pentru o specie floricolă sunt determinate de sensul de diviziune şi de extensie al celulelor, proces în care citoscheletul are un rol

deosebit (Whitney ş.a., 1998). Acest proces este o consecinţă a funcţionării ţesuturilor meristematice primare şi secundare.

Rădăcina principală a plantelor floricole se formează din radicula embrionului, rădăcinile secundare din pericicliu, iar rădăcinile adventive se formează din tulpină sau din frunze. Primordiile rădăcinilor adventive se formează din parenchimul razelor medulare (*Tropaeolum*), parenchimul razelor floemului (*Hedera*), floemul secundar nediferenţiat şi cambiul interfascicular (*Rosa*), cambiul interfascicular şi pericicliu (*Begonia*), ţesutul de pe exteriorul frunzelor şi a peţiolilor (*Begonia*). Prin dediferenţierea ţesuturilor din aceste zone se revine la stadiul meristematic, iar prin diviziunea celulelor se formează un con de creştere care penetrează până la suprafaţa tulpinii sau a frunzelor. Creşterea rădăcinii se realizează prin diviziunea celulelor din meristemul radicular, care este urmată de extensia acestora şi diferenţierea lor.

Tulpina se formează din tulpiniţa embrionului, iar ramurile iau naştere din mugurii laterali. În cazul în care mugurii principali şi cei dorminzi sunt distruşi, se pot forma noi ramuri din cambiu care prin diviziune dă naştere unui con de creştere.

Creşterea tulpinii este rezultatul activităţii meristemului apical şi a meristemelor intercalare situate la baza internodurilor, iar ramificaţiile tulpinii se formează prin diviziunea celulelor din meristemele vegetative laterale. Îngroşarea tulpinii este rezultatul activităţii meristemelor secundare: cambiu şi felogen.

Creşterea în lungime a tulpinii se datoreşte activităţii meristemelor apicale. Apexul tulpinii are o structură mai complexă, prezintă o zonă terminală, numită *meristem central*, prin diviziunile căruia se realizează creşterea în lungime, ce poate fi determinată sau nedeterminată.

Sub meristemul central, se află *meristemul medular*, care are un ritm mediu de diviziune. Din această zonă se formează meristemul primar fundamental medular, din activitatea căruia rezultă parenchimul medular tulpinal.

De o intensitate deosebită sunt diviziunile în zona *meristematică laterală*, care înconjoară zona axială, denumită *"inel iniţial"* şi produce primordii foliare la subsuoara cărora se diferenţiază primordiile ramificaţiilor laterale ale tulpinii.

Celulele formate din meristemele primare se diferenţiază constituind ţesuturile primare tulpinale. Acest proces este coordonat gene-

tic şi determinat de proteinele informaţionale care provin de la celulele mature, diferenţiate.

Frunzele se formează în urma diviziunii celulelor din inelul iniţial. Durata dintre iniţierea a două primordii foliare succesive este caracteristică pentru o specie şi denumită *plastocron*. Richards (1948) consideră că plastocronul este determinat de primordiile foliare diferenţiate, care produc substanţe ce inhibă crearea unor noi primordii în apropierea lor. Cercetări recente (Veit ş.a., 1998) au precizat însă că iniţierea formării primordiilor foliare sau inhibarea formării lor este controlată de gene specifice.

În inelul iniţial se formează zone meristematic active, ce se deplasează determinând *filotaxia* care reprezintă modul de dispunere al frunzelor pe tulpină: opus, altern, cu un verticil, cu două verticile etc. Filotaxia se exprimă sub forma unei fracţii ordinare (ex. 3/8), în care numărătorul indică de câte ori trebuie înconjurată tulpina pentru a ajunge la prima frunză de pe acelaşi rând, iar numărătorul indică câte frunze se întâlnesc pe acest parcurs.

Formarea meristemelor foliare încetează timpuriu şi doar în cazul rizomilor, inelul iniţial rămâne funcţional 4–5 luni.

Creşterea frunzelor se realizează prin diviziunea meristemelor laterale, la plantele dicotiledonate, a meristemelor bazale la cele monocotiledonate, cât şi a meristemelor intercalare.

Procesele metabolice din materialul săditor floricol se modifică profund după plantare. Aceste modificări sunt determinate în principal de hidratarea ţesuturilor şi intensificarea procesului de biodegradare a substanţelor de rezervă care sunt utilizate ca substrat respirator şi pentru creşterea organelor vegetative şi florale.

Intensitatea procesului de respiraţie a organelor subterane metamorfozate variază în funcţie de faza de vegetaţie şi de specie. Cercetările efectuate de Burzo (nepublicat) în data de 22 iunie au relevat faptul că intensitatea acestui proces are valori mici (32 mg CO_2/kg/oră) la bulbii de *Freesia* aflaţi în faza de dormanţă. Organele subterane metamorfozate ale speciilor floricole aflate în diferite faze de vegetaţie au o intensitate a procesului de respiraţie ce variază între 10,20 şi 142,62 mg CO_2/ kg/ oră (*Tabelul 4. 1*).

Cercetările efectuate la *Hyacinthus* au evidenţiat că intensitatea acestui proces a variat în funcţie de mărimea tuberobulbului astfel:
- 55,75 mg CO_2/ kg/ oră în cazul tuberobulbului principal;
- 78,45 mg CO_2 / kg / oră la cei cu dimensiunea de 2 cm;
- 87,41 mg CO_2/ kg/ oră la cei cu dimensiunea de 1–2 cm;

– 93,49 mg CO_2/ kg/ oră la cei cu dimensiunea de 1 cm.

Substanţele de rezervă care sunt reprezentate de amidon la majoritatea speciilor şi de inulină la dalia sunt hidrolizate enzimatic.

Amidonul depozitat în amiloplaste este hidrolizat în prezenţa amilazelor până la dextrine care conţin un număr variabil de molecule de glucoză, apoi sunt hidrolizate în continuare până la maltoză. În prezenţa maltazei aceasta este descompusă în două molecule de glucoză, care pot fi izomerizate la fructoză. Dintr-o moleculă de glucoză şi una de fructoză se formează zaharoza care reprezintă forma de transport a glucidelor în plante.

Inulina este depozitată în vacuolele celulelor din rădăcinile tuberizate de dalie sub forma unor cristale incolore. Această substanţă este alcătuită din 35 de molecule de fructoză conectate prin legături β-2,1,-glicozidice, iar la capătul lanţului se găseşte o moleculă de glucoză. Prin hidroliză enzimatică se formează în principal fructoză care este izomerizată la glucoză, din ambele substanţe sintetizându-se zaharoza.

Glucidele de rezervă sunt transportate sub formă de zaharoză din ţesuturile de depozitare spre tulpină şi de aici spre muguri care încep să crească. Acest proces de mobilizare a substanţelor de rezervă este foarte rapid, astfel încât substanţa uscată a bulbilor de lalele scade în 25 de zile cu cca 70 %, iar suprafaţa frunzelor creşte de la 0 la 240 cm^2. În cazul narciselor, substanţa uscată din bulbi scade în 20 de zile cu 50 %, iar suprafaţa frunzelor creşte de la 0 la 120 cm^2.

Proteinele din materialul săditor floricol sunt reprezentate prin histone (*Lilium* şi *Tulipa*). Au fost identificate, de asemenea, lectinele în *Narcissus* şi *Galanthus*.

Tabelul 4.1. **Intensitatea procesului de respiraţie a organelor subterane metamorfozate ale florilor**

Genul şi specia	*Organul*	*mg CO_2/ kg/ oră*
Alstroemeria aurantiaca	rizom	80,32
Canna indica	rizom	17,10
Dahlia variabilis	rădăcină tuberizată	29,60
Iris germanica	bulb	52,33
Narcissus pseudonarcissus	bulb	10,20
Zantedeschia actiopica	rizom	142,62

Lipidele sunt reprezentate în bulbii de *Iris* de sitosterol, stigmesterol, campesterol şi octacosanol. În vacuolele bulbilor de *Lilium* au fost puse în evidenţă fosfolipide globulare.

Alcaloizii au fost puşi în evidenţă în: *Clivia, Colchicum, Convallaria, Crinum, Fritillaria, Galanthus, Gloriosa, Haemanthus, Hymenocallis, Ornithogalum* etc.

Substanţele minerale prezină o variaţie caracteristică pe parcursul procesului de creştere a florilor, în funcţie de organ. Hocking (1993) a analizat din acest punct de vedere gladiolele şi a constatat următoarea compoziţie la maturitate:

- Tuberobulbii conţin 15–25 % din P, Ca, Na, Zn şi Cu, 5–15 % din K, N, Cl, Mg, S şi substanţa uscată şi sub 5 % din Ca şi Na din planta întreagă.
- Seminţele conţin: 26 % din substanţa uscată a plantei, 60 % din N şi P, 21–33 % din S, Mg, Cu şi K, 5–20 % din Fe, Mn şi Zn şi sub 5 % din Ca şi Na.
- Tulpina vegetativă matură conţine: 47 % din substanţa uscată a plantei, peste 40 % din fiecare element mineral, cu excepţia N, P şi Cu.

Redistribuirea elementelor minerale din tuberobulbi s-a realizat în următoarele proporţii: P, K şi N în proporţie de peste 85 %, S, Mg, Zn şi Cu în proporţie de 60–70 % şi Ca, Na, Cl, Fe şi Mn în proporţie de sub 10 %.

Elementele minerale din tulpină au fost redistribuite în proporţie de 70 % pentru N şi P, 29–52 % pentru K, Mg şi Cu, 16–20 % pentru S, Zn şi Cl şi în cantitate neglijabilă pentru Ca, Na, Fe şi Mn. Tulpina a aprovizionat tuberobulbii şi seminţele cu 53–98 % din Cu, Mn, N, P şi P şi 29–38 % din S, Zn şi substanţa uscată. Seminţele conţin în capsulă peste 60 % din fiecare element mineral, cu excepţia Ca, Na şi Fe.

Plantele provenite din seminţe au o perioadă caracteristică de juvenilitate în care ele nu înfloresc, chiar dacă au fost expuse la acţiunea factorilor inductivi specifici.

Lalelele obţinute din seminţe înfloresc după 4–7 ani de la semănat. În această perioadă bulbii au o singură frunză tubulară care de la an la an îşi modifică forma spre cea caracteristică.

Narcisele înfloresc după 4–6 ani de la semănat, iar numărul de frunze creşte de la una în primul an la două în anul al patrulea şi trei sau mai multe în anul următor.

Creşterea noilor plante din organele subterane poate fi divizată în mai multe faze fenologice.

În cazul lalelelor, Şelaru (1973) deosebeşte următoarele faze fenologice:
- apariţia conului de frunze la suprafaţa solului;
- detaşarea bobocului de învelişul frunzelor;
- începutul colorării bobocului;
- înflorirea;
- uscarea frunzelor.

Concomitent cu creşterea noii plante are loc şi formarea mugurilor care vor da naştere la noii bulbi sau tuberculi. Şelaru (1973, 1979) menţionează că în cazul lalelelor mugurii iau naştere vara şi până în vara următoare aceştia cresc dând naştere la noi bulbi. Formarea mugurilor are loc centripet, mugurul de la bază, numit şi mugur de înlocuire, se formează ultimul. Apariţia acestui mugur corespunde cu diferenţierea florii şi provine din acelaşi ţesut meristematic. Creşterea mugurilor are loc însă în sens centrifug, adică ultimul mugur format are ritmul de creştere cel mai rapid.

Talia plantelor este programată genetic. Unele gene controlează sinteza enzimelor care catalizează reacţiile biochimice implicate în procesele de creştere şi diferenţiere. Activitatea acestor gene structurale este reglată de genele regulatoare şi operatoare (Harmann ş.a., 1988). Nu se cunoaşte însă cu exactitate care este semnalul care declanşează acţiunea genelor regulatoare. Se presupune că hormonii, unii ioni, coenzimele sau factorii de mediu (temperatura ori lumina), pot constitui semnale în diferite faze de dezvoltare (Hartmann ş.a., 1988).

Creşterea organelor aeriene ale plantelor poate fi determinată sau nedeterminată. În cazul plantelor cu creştere determinată, după o anumită perioadă, mugurul apical formează flori, iar creşterea în lungime încetează. În cazul plantelor cu creştere nedeterminată, acest proces continuă pe tot parcursul perioadei de vegetaţie.

Schoellhorn ş.a. (1996) au studiat influenţa sezonului, temperaturii şi a intensităţii luminii asupra procesului de ramificare la 12 soiuri de crizanteme. Condiţiile de temperatură şi lumină primăvara determină creşterea numărului de tulpini laterale. De asemenea, creşterea intensităţii luminoase între 400 şi 1400 μmol/ m^2/s stimulează procesul de ramificare a tulpinii crizantemelor, răspunsurile la acest tratament variind în funcţie de soi.

Temperatura reprezintă un factor important ce condiţionează înrădăcinarea materialului săditor floricol. Temperatura optimă pentru realizarea acestui proces variază în funcţie de specie:

Anemone: 17 °C
Hyacinthus: 17–25 °C
Lilium:17–21 °C
Narcissus: 17 °C
Tulipa: 13 °C

Datorită conţinutului redus de apă din materialul săditor floricol, acesta poate rezista la temperaturi foarte scăzute. După De Hertog şi Le Nard (1993), temperatura la care materialul săditor floricol, provenit de la plante înflorite poate supravieţui, variază în următoarele limite:

– 5 °C	– *Iris, Tulipa*
– 5–7 °C	– *Galanthus*
– 5–10 °C	– *Narcissus*
– 7 °C	– *Crocus*
– 3–17 °C	– *Lilium*
– 10–13 °C	– *Muscari*

Cercetările efectuate au dovedit însă că la unele plante bulboase, ca de exemplu: *Tulipa, Narcissus* etc., tulpina-disc este cea mai sensibilă la acţiunea temperaturii. Urmează în ordine: florile, rădăcinile şi frunzele de depozitare.

Solul poate să influenţeze procesul de creştere a rădăcinilor. Astfel, acest proces este inhibat în cazul garoafelor cultivate în sol cu aeraţia necorspunzătoare sau în sol nisipos.

Frunzele asimilatoare ale plantelor floricole au ritmul de creştere şi durata de viaţă variind în funcţie de gen, specie şi soi. În cazul crizantemelor, ritmul de formare al frunzelor este foarte mare: 2–4 frunze pe săptămână (Şelaru, 1995).

În cazul lalelelor, frunzele se formează în luna ianuarie, dar creşterea se intensifică în aprilie şi încetează în luna mai. La o distanţă de plantare de 174 cm^2/ plantă, indicele suprafeţei foliare variază între 1,7 şi 2,4, iar durata de viaţă a frunzelor este de 18–25 de săptămâni (Rees, 1972).

Narcisele au un indice al suprafeţei foliare ce variază în funcţie de soi între 2,0 şi 3,9.

Conţinutul în **pigmenţi clorofilieni şi carotenoizi** din frunze variază cu specia. Astfel, cercetările efectuate la frunzele de tuberoze au evidenţiat existenţa unui conţinut de clorofilă totală variind între 33,85 şi 51,63 mg/ 100 g şi a carotenilor în concentraţie de 1,77–2,43 mg/ 100 g.

Caracteristic pentru frunzele de *Alstroemeria* este procesul de îngălbenire a acestora. Jordi ş.a. (1995) au constatat că tratamentele cu gibereline şi cu citochinine întârzie procesul de senescenţă a frunzelor. Dintre gibereline s-au dovedit a fi mai eficace GA_4 şi GA_7 şi mai puţin eficace acidul giberelic. Hickleton (1991) consideră că păstrarea florilor de *Alstroemeria* într-o soluţie conţinând benzilaminopurină întârzie îngălbenirea frunzelor.

Numărul de stomate variază în funcţie de specie, vârstă şi intensitatea luminoasă. În cazul frunzelor de *Iris* s-a constatat că numărul stomatelor creşte de la prima frunză până la frunza a treia sau a patra, după care numărul lor scade. De asemenea, numărul de stomate este mai mare la frunzele expuse la o intensitate luminoasă mărită şi scade la cele expuse la intensităţi luminoase scăzute.

Intensitatea procesului de fotosinteză variază în funcţie de însuşirile caracteristice ale speciilor floricole. Cele mai multe specii floricole originare din zonele cu climat temperat au tipul fotosintetic C_3, care se caracterizează printr-o intensitate medie a procesului de fotosinteză. Fac excepţie un număr redus de plante floricole cu tipul fotosintetic C_4 şi cu cea mai mare intensitate fotosintetică. Din această categorie fac parte unele specii din familiile:

Caryophyllaceae – Dianthus
Asteraceae – Centaurea
Euphorbiaceae – Euphorbia
Nyctaginaceae – Bougainvillea
Papilionaceae – Genista

Unele specii floricole originare din zonele deşertice au tipul fotosintetic CAM şi se caracterizează prin cea mai scăzută intensitate fotosintetică. Dintre plantele floricole cu tip fotosintetic CAM fac parte unele specii *Cactaceae* şi *Crasulaceae*.

Intensitatea procesului de fotosinteză variază în funcţie de vârsta frunzelor. Astfel, Rees (1966) a constatat că lalelele au o valoare mică a intensităţii procesului de fotosinteză în luna aprilie, la începutul formării frunzelor, realizează un maximum la începutul lunii mai, după care descreşte şi încetează o dată cu moartea acestora în luna iulie (*Fig. 4.3*).

Intensitatea luminii şi temperatura sunt principalii factori care influenţează intensitatea acestui proces. Determinările efectuate în câmp şi în seră au scos în evidenţă existenţa unei variaţii mari a intensităţii fotosintezei în funcţie de gen şi intensitatea luminii (*Tabelul 4.2*).

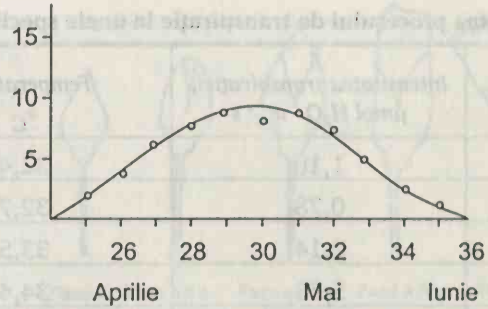

Fig. 4.3. Dinamica fotosintezei nete la frunzele de lalele (După Ree, 1966)

Tabelul 4.2. **Intensitatea fotosintezei la unele plante floricole şi intensitatea radiaţiilor solare**

Genul	*Intensitatea fotosintezei, µmol CO_2 / m^2 / s*	*Intensitatea luminii, µmol m^2 / s*
Pelargonium	3,26	320
Hemerocallis	1,06	1882
Canna	4,77	1757
Dahlia	11,67	1778
Iris	2,75	1861
Rosa	11,21	1826
Alstroemeria	6,00	406
Amaryllis	6,12	151
Spathyphyllum	7,78	628
Strelitzia	6,74	447
Tecoma	4,51	1918

Din procesul de fotosinteză rezultă triozele, care sunt utilizate pentru sinteza diferitelor forme de glucide. Amidonul a fost identificat ca formă de depozitare a glucidelor în frunze şi în cantitate mai mare în partea bazală a frunzelor, în cazul lalelelor. Forma de transport a glucidelor din frunze o reprezintă zaharoza (Chen, 1969).

Sinteza proteinelor a fost identificată numai în frunzele de narcise tinere, în celulele meristematice şi în cele vacuolate (Pearsall şi Billimoria, 1938). Frunzele mature şi cele senescente îşi pierd capacitatea de a sintetiza aceste substanţe.

Intensitatea procesului de respiraţie variază în funcţie de organul plantei şi de gradul de maturare. Astfel, în cazul tuberozelor, în-

Tabelul 4.3. **Intensitatea procesului de transpiraţie la unele specii floricole**

Genul	*Intensitatea transpiraţiei, µmol H_2O/ m^2/ s*	*Temperatura, °C*
Pelargonium	1,10	32,4
Hemerocallis	0,78	32,7
Canna	2,14	33,5
Dahlia	5,75	34,4
Iris	1,45	34,7
Coreopsis	1,42	35,4
Rosa	6,03	35,4
Alstroemeria	3,70	35,1
Calla	2,56	34,8
Amaryllis	1,07	34,7
Spatyphyllum	2,75	34,6
Strelitzia	3,39	3,39
Anthurium	0,32	33,9
Tecoma	2,57	32,5

tensitatea procesului de respiraţie a tijei florale cu frunze a fost de 109,1 mg CO_2/ kg/oră, în cazul frunzelor a fost de 141,5 mg CO_2/ kg/oră, în cazul florilor mature de 220,5 mg CO_2/ kg/oră, iar în cazul bobocilor florali 386,7 mg CO_2/ kg/ oră.

Intensitatea procesului de transpiraţie a frunzelor variază în limite mari în funcţie de caracteristicile speciei şi de condiţiile ambiante (*Tabelul 4.3*).

4.2. Creşterea florilor

Procesul de creştere a florilor începe imediat după ce s-a format meristemul floral, fază în care schimbările devin ireversibile.

Florile se caracterizează printr-o creştere cumulată dublu sigmoidă.

Dai şi Paull (1990) au constatat că după 8 zile de la răsărire, florile de *Anthurium* au avut cca 0,3 cm lungime, fiind închise de două stipele răsucite. În timpul perioadei de creştere rapidă a peţiolului frunze-

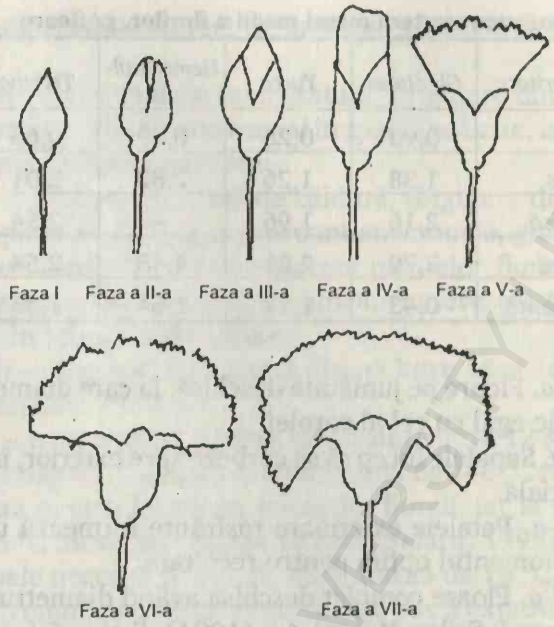

Fig. 4.4. Fazele de creştere a florilor de garoafe (După Casp ş.a., 1980)

lor, florile (0,8–1,0 cm) intră într-o perioadă de creştere lentă, cu 40–60 de zile înainte de apariţia florilor. După derularea frunzelor şi trecerea la fotosinteza activă, florile reîncep creşterea. Biosinteza pigmenţilor, respectiv colorarea florilor, începe cu 28 de zile înainte de răsărire, iar la răsărire florile au avut culoarea roşie în proporţie de 75 %.

Numărul de zile de la inducţia florală, la înflorit, variază în funcţie de specie între: 50–100 de zile la *Chrysanthemum*, 60 de zile la *Kalanchoe*, 75 de zile la *Poinsettia*, 50 de zile la *Fuchsia* şi 40 de zile la trandafirii de seră. În această perioadă florile trec prin faze succesive, caracteristice pentru fiecare specie în parte. Astfel, în cazul florilor de garoafe (*Fig. 4.4*), Casp ş.a. (1980) evidenţiază 7 faze caracteristice:

Faza I. Boboc foarte închis.

Faza a II-a. Boboc închis, la care sepalele încep să se separe.

Faza a III-a. Boboc pe jumătate închis, la care petalele depăşesc sepalele.

Tabelul 4.4. **Dinamica creşterii masei medii a florilor, g/ floare**

Faza de maturitate	*Gladiolus*	*Yucca*	*Hemerocallis*	*Tecoma*	*Hosta*
Boboc închis	0,92	0,28	0,29	0,66	0,24
Boboc deschis	1,38	1,26	2,82	2,01	–
Floare deschisă	2,16	1,96	–	2,54	1,44
Floare matură	2,79	2,21	4,48	2,54	2,61
Floare senescentă	0,43	1,17	1,64	1,35	0,73

Faza a IV-a. Floare pe jumătate deschisă, la care diametrul caliciului tinde să fie egal cu cel al corolei.

Faza a V-a. Sepalele încep să se curbeze spre exterior, începe recoltarea comercială.

Faza a VI-a. Petalele exterioare răsfrânte formează un unghi de 90° cu tija. Momentul optim pentru recoltare.

Faza a VII-a. Floare complet deschisă având diametrul maxim.

În cazul trandafirilor, Kuiper ş.a. (1991) disting 5 faze (*Fig. 4.5*). În faza I bobocul este foarte închis şi sepalele îmbracă petalele, iar în faza a V-a floarea este complet deschisă, evidenţiindu-se staminele.

Greutatea medie a florilor creşte datorită sporirii numărului de celule, volumului acestora şi, ca urmare, acumulării de substanţă uscată.

În cazul florilor de gladiole, greutatea medie a bobocilor închişi este de 0,92 g, aceasta crescând până la 2,72 g la florile deschise (*Tabelul 4.4*).

Creşterea masei medii a florilor de la faza de boboc la cea de floare matură este de 3,03 ori la florile de *Gladiolus*, de 3,85 ori la *Tecoma*, 7,89 ori la *Yucca*, 10,87 ori la *Hosta* şi de 15,45 ori la *Hemerocallis*.

4.3. Factorii care influenţează procesul de creştere al florilor

Procesul de creştere al florilor este influenţat atât de factorii interni, cât şi de cei externi.

Temperatura este principalul factor care controlează procesele de creştere, dezvoltare şi dormanţă.

Şelaru (1995) a subliniat faptul că procesul de creştere al plantelor floricole se desfăşoară în limite largi de temperatură: 0–40 °C. În

funcţie de temperatura optimă de creştere, plantele floricole pot fi clasificate în:

- plante pretenţioase faţă de temperatură, originare din zonele calde, care iarna pot fi cultivate numai în spaţii încălzite, aşa cum sunt cactuşii şi alte plante suculente;
- plante puţin pretenţioase faţă de căldură, originare din zonele cu climat temperat şi alpin, aşa cum sunt anemonele, ghiocelul etc.

Temperatura optimă pentru creşterea plantelor floricole variază în funcţie de specie. În cazul florilor cultivate în sere, temperatura optimă variază în următoarele limite:

Trandafirii – temperatura optimă diurnă între 15 şi 16 °C, iar cea nocturnă între 12 şi 13°C.

Garoafele – temperatura optimă de creştere între 12 şi 16 °C ziua şi 10 şi 12 °C noaptea. Temperatura nocturnă de 7–8 °C reprezintă limita inferioară pentru formarea bobocilor florali, iar la temperaturi mai mici de 5 °C nu se mai formează flori (Şelaru, 1995).

Crizantemele necesită o temperatură diurnă de 18 °C şi nocturnă de 16–18 °C. Temperaturile extreme la care pot fi expuse plantele de crizantemă sunt 25 °C ziua şi 13 °C noaptea.

Temperatura optimă pentru creşterea plantelor de *Freesia* este cuprinsă între 15 şi 18 °C. Temperaturile mai mari de 18–20 °C stimulează creşterea tijei florale şi formarea frunzelor, cele mai mici de 12 °C inhibă creşterea tijei florale şi ambele temperaturi întârzie procesul de înflorire.

Temperatura optimă pentru creşterea plantelor de *Astroemeria* este de 10 °C, pentru *Anthurium* variază între 18 şi 25 °C, pentru *Lisianthus* între 16 şi 18 °C, iar pentru *Matthiola* între 8 şi 10 °C.

Plantele de *Gerbera* cultivate în seră nu trebuie să fie expuse la temperaturi mai mici de 13–15 °C în timpul iernii şi mai mari de 18 – 20 °C în timpul verii. Pragul termic minim pentru creşterea acestei specii este de 8 °C.

Fisher ş.a. (1996) au realizat un model care poate prevedea numărul de zile până la înfloritul plantelor de *Lilium longiflorum*, ca răspuns la temperatura medie a aerului. Erwin ş.a. (1994) au constatat că procesul de creştere a plantelor de crin este corelat liniar cu diferenţa dintre temperatura zilelor şi a nopţilor. Creşterea este determinată primar de efectul diferenţei de temperatură asupra extensiei celulare şi nu asupra diviziunii celulare.

Diferenţa de temperatură dintre zi şi noapte, precum şi temperatura din timpul nopţii sunt foarte importante pentru unele specii flo-

ricole cultivate în seră. Astfel, temperatura din timpul nopţii trebuie să se menţină la următoarele valori:

- 21 °C pentru majoritatea orhideelor (la *Cymbidium* temperatura este de 10 °C).
- 16 °C pentru trandafiri, crizanteme şi azalee.
- 10 °C pentru garoafe, cineraria şi calceolaria.

Temperatura din timpul zilei trebuie să fie mai mare cu 2–8 °C comparativ cu cea din timpul nopţii.

Temperatura din ultima perioadă de creştere şi dezvoltare are un efect marcant asupra maturităţii fiziologice a materialului săditor floricol.

Kyalo ş.a. (1996) au constatat că plantele de trandafir crescute la temperaturi ridicate şi fotoperioadă lungă (30/ 21 °C şi 725 μmol/ m^2/ s), pentru 14 ore pe zi, au mai multe tulpini florifere şi o durată de viaţă de vas mai mare comparativ cu cele crescute în condiţii de temperatură mai scăzută şi fotoperioade scurte (21/ 16 °C şi 725 μmol/ m^2/ s), pentru 10 ore pe zi.

Lumina, prin intensitatea ei şi prin durata fotoperioadei, are un efect deosebit nu numai asupra procesului de fotosinteză, ci şi asupra creşterii plantelor. Fazele critice pentru lumină sunt: creşterea răsadului, formarea bobocilor şi înflorirea.

Karlsson ş.a. (1996) au constatat că plantele de *Petunia* înfloresc după 61 de zile, dacă sunt expuse la fotoperioade lungi (16 ore) şi intensitate luminoasă mai mare (12 mol/ m^2/ zi). Plantele cultivate în condiţii de fotoperioadă scurtă (8 ore) şi intensitate luminoasă scăzută (3 mol/ m^2/ zi) înfloresc după 84 de zile.

Variaţia intensităţii luminoase a avut efecte mai mici asupra creşterii tulpinii şi mai mari asupra frunzelor. De asemenea, producţia de flori provenite din culturile din sere scade în timpul anotimpului de iarnă, din cauza fotoperioadelor scurte şi a intensităţii luminoase scăzute.

Hopper (1996) a constatat că iluminarea suplimentară (100 μmol/ m^2/s) a trandafirilor cultivaţi în seră, timp de 10 ore în timpul nopţilor de iarnă, a determinat creşterea producţiei de flori şi masa individuală a florilor. Lungimea peţiolului a fost corelată negativ cu producţia. Rezultate similare au obţinut şi Maas şi Bakx (1995), care au obţinut o producţie mai mare de flori, când au utilizat pentru iluminare o intensitate a fluxului fotosintetic de fotoni de 270 μmol/m^2/ s.

Scăderea intensităţii luminoase determină formarea unor frunze la care raportul lungime/ lăţime este mai mare. Întunericul determină etiolarea care se caracterizează prin creşteri intense datorate prezenţei unor cantităţi mai mari de auxină. În lipsa luminii, auxina nu mai este fotooxidată şi ca urmare se acumulează în ţesuturile plantelor.

Gagnon şi Dansereau (1990) au constatat că intensitatea luminoasă de 90 μmol/ m^2/ s şi fotoperioada de 16 ore reduce ciclul de producţie la gerbera cu 11–23 de zile, în funcţie de soi.

Bravo-Plasencia şi Lieth (1993) au studiat creşterea în lungime a tulpinii trandafirilor şi au constatat că aceasta este mai intensă în timpul nopţii şi mai scăzută în timpul zilei. Ritmul de creştere scade dimineaţa, în acelaşi proces fiind implicaţi, probabil, fitocromii.

Cantitatea de lumină necesară pentru procesul de creştere variază în funcţie de specie (*Tabelul 4.5*).

Nutriţia minerală nu ridică probleme deosebite, iar speciile floricole pot fi clasificate din acest punct de vedere astfel:

- specii sensibile la concentraţia de substanţe minerale: *Azalea, Camellia, Asparagus plumosus* etc.;
- specii cu sensibilitate mijlocie: *Gerbera, Cyclamen*;

Tabelul 4.5. **Intensitatea luminii necesară pentru creşterea unor plante floricole (după Şelaru, 1995)**

Planta floricolă	*Intensitatea luminii, lucşi*
Fillonia	10 000
Saintpaulia	11 000
Anthurium	13 000–15 000
Dracena	20 000
Ferigi	20 000
Peperomia	20 000
Orhidee	20 000
Sinningia	20 000
Cissus	30 000
Sansevieria	30 000
Cyclamen	40 000
Palnieri	40 000
Kalanchoe	50 000

– specii cu sensibilitate redusă la concentraţia de săruri minerale: *Chrysanthemum, Dianthus, Pelargonium* etc.

În general, concentraţiile ridicate de substanţe minerale produc leziuni la nivelul rădăcinilor.

Plantele geofite nu necesită aplicarea de îngrăşăminte minerale la plantare. Cele care rămân în sol doi ani, aşa cum sunt narcisele, fertilizarea trebuie să urmărească menţinerea conţinutului în azot şi fosfor şi să crească nivelul de potasiu.

De Hertogh şi Le Nard (1993) clasifică materialul săditor floricol în funcţie de necesarul de substanţe minerale astfel:

– nu necesită fertilizare suplimentară: *Convallaria, Hippeastrum, Hyacinthus şi Narcissus*;
– nu necesită aplicarea de substanţe minerale, dar aplicarea azotatului de calciu ar reduce dereglările fiziologice: *Iris, Tulipa*;
– necesită fertilizare redusă: *Anemone* şi *Freesia*;
– necesită fertilizare moderată: *Dahlia, Gladiolus, Lilium, Ranunculus*.

Fertilizarea cu azot stimulează procesul de creştere al bulbilor de lalele. De asemenea, s-a gasit o interacţiune semnificativă între azot şi potasiu. Carenţa de potasiu, magneziu şi fosfor a avut un efect scăzut asupra creşterii organelor vegetative ale plantelor de lalele.

Şelaru şi Ceauşescu (1980) au constatat că lipsa azotului din sol duce la curbarea şi frângerea bruscă a tijelor florale la lalele cu cca 3 săptămâni înainte de înflorire. Conţinutul de azot al bulbilor-mamă şi al solului influenţează, de asemenea, creşterea bulbilor şi diferenţierea mugurilor florali. Insuficienţa azotului face ca bulbii să formeze o singură frunză cu lăţimea anormală şi să nu se diferenţieze muguri florali. Fosforul influenţează creşterea şi dezvoltarea bulbilor, măreşte producţia de bulbi şi devansează înflorirea. Potasiul stimulează producţia de bulbi şi are rezultate foarte evidente în prezenţa azotului.

Higaki ş.a. (1992) au obţinut producţia maximă de *Anthurium* când ţesuturile din frunze au avut un conţinut de 1,87 % N, 0,17 % P şi 2,07 % K. Lungimea tulpinii şi creşterea florilor sunt stimulate când frunzele au un conţinut maxim de azot de 1,59 % , respectiv 1,67 %, şi de potasiu de 2,20 %, respectiv 1,86 %.

Cherneva (1979) a constatat că o cultură de *Callistephus chinensis* extrage anual 49,98–52,44 kg K/ ha, 36,77–43,09 kg N/ha şi 4,57–6,02 kg P/ ha, în funcţie de dozele de îngrăşăminte aplicate. Din cantitatea de azot extras 80–90 % sunt depozitate în tulpini şi

frunze şi numai 8–20 % în seminţe. Potasiul se acumulează: 45–78 % în tulpini şi frunze şi 2–15 % în seminţe. Fosforul se acumulează în cantitate mai mare în seminţe şi variază între 22 şi 63 %, în funcţie de soi.

Fertilizarea trandafirilor tineri simultan cu irigarea prin picături au determinat creşterea procentului de înrădăcinare cu 2,4 %, sporirea creşterilor anuale cu 12,8 % şi a producţiei de flori cu 86,7–154,5 % (Paskalev şi Doinov, 1984).

Aprovizionarea cu apă a plantelor floricole variază în funcţie de specie. Astfel, plantele originare din zonele de deşert (cactuşii) necesită o cantitate mică de apă, în timp ce plantele originare din regiunile umede, ca de exemplu: *Calla, Cyperus* etc., necesită o cantitate mai mare de apă pentru desfăşurarea procesului de creştere. Aceste plante prezintă adaptări specifice pentru eliminarea unor cantităţi mici şi respectiv mari de apă.

Cerinţele pentru apă ale plantelor floricole sunt mai mari în perioada de înrădăcinare (ex., butaşi), în timpul fazei de creştere vegetativă intensă şi în stadiul prefloral. Cerinţele pentru apă sunt mai mici în perioada de maturare a seminţelor şi în timpul dormanţei.

Tratamentele cu substanţe inhibitoare de creştere a permis realizarea de plante cu talie mică. Al-Badawy ş.a. (1994) au efectuat tratamente cu paclobutrazol la *Begonia* şi *Chrysanthemum*, obţinând diminuarea creşterilor cu 55–69 %, după 4 luni de la tratament. Plantele de *Begonia* au avut înălţimea de 2,1–4,9 cm, faţă de 15,3 cm înălţimea martorului, iar *Chrysanthemum* a avut înălţimea de 2,9–5,6 cm, faţă de 28,8 cm la martorul netratat.

Wang şi Hsu (1994) au aplicat tratamente cu retardanţi la orhideele din genul *Phalaenopsis*. Diaminozidul a avut efect inhibitor asupra creşterii în lungime a tulpinii. Paclobutrazolul în concentraţie de 125–500 mg/l a redus creşterea lungimii tulpinii florifere, dacă tratamentul a fost aplicat pe frunze.

Micorizele vezicular-arbusculare au un rol important în nutriţia plantelor floricole. Shaw şi Hummel (1994) au constatat că aceste micorize nu au influenţat cei mai mulţi parametri vegetativi ai plantelor de *Pelargonium*, soiul Sprinter Scarlet. Prezenţa micorizelor a determinat însă reducerea semnificativă a numărului de zile până la înflorit, un număr mai mare de ramificaţii, precum şi de flori.

Capitolul 5
Procesul de dezvoltare la plantele floricole

Dezvoltarea reprezintă un proces de modificări calitative, care se desfăşoară pe parcursul a trei faze: de tinereţe, de maturitate şi de senescenţă şi care culminează cu realizarea capacităţii de înflorire, respectiv de înmulţire.

Faza de tinereţe se caracterizează prin incapacitatea plantelor de a înflori. În această fază predomină creşterile vegetative şi au loc modificări calitative ce conduc la realizarea maturităţii de înflorire.

Unele specii floricole sunt autonome şi la maturitate realizează capacitatea de înflorire, fără a fi necesară acţiunea factorilor ambianţi inductivi. Astfel, lăstarii de garoafă realizează capacitatea de înflorire când au cca 6 perechi de frunze (Şelaru, 1995).

Numeroase specii floricole necesită însă acţiunea factorilor inductivi pentru transformarea meristemului vegetativ în meristem floral. Acest proces se desfăşoară în trei etape:

Inducţia florală, care constă în formarea unui mesager chimic complex, sub influenţa factorilor ambianţi inductivi.

Evocarea florală, pe durata căreia factorii inductivi sau mesagerul chimic complex determină expresia genelor înfloritului, au loc modificări morfologice, fiziologice şi biochimice care conduc la transformarea meristemului vegetativ în meristem floral şi la formarea primordiilor florale.

Dezmuguritul, care se finalizează cu înflorirea.

Inducţia florală şi formarea florilor au constituit preocupări însemnate pentru un mare număr de cercetători.

5.1. Inducţia florală

Inducţia florală, respectiv formarea mesagerului chimic complex, este determinată de unii factori externi: durata fotoperioadei, prezenţa temperaturilor de vernalizare sau a celor necesare pentru termoperiodism. Există însă numeroase specii floricole ce îşi autoinduc înflorirea în momentul în care ajung în faza de maturitate. Un astfel de exemplu constituie: trandafirii, garoafele, gerbera etc.

Fotoperioada sau durata de iluminare a plantelor este sesizată de acestea cu ajutorul pigmenţilor fotosensibili, respectiv al fitocromului, care este situat în celulele frunzelor. Expunerea plantelor floricole la fotoperioade corespunzătoare induce formarea unui mesager chimic care este transportat spre meristemul vegetativ, unde determină expresia genelor fotoperiodismului. Expunerea la temperaturile coborâte se realizează în timpul iernii, iar răspunsul la acţiunea acestui factor se obţine numai primăvara. Genele a căror expresie a fost modificată de durata fotoperioadei au fost identificate în *Arabidopsis* şi au fost denumite LUMINIDEPENDENS, FCA, CONSTANS (CO), FHA, FT şi LHY (Pinero şi Coupland, 1998).

În funcţie de durata specifică a fotoperioadei, speciile floricole se împart în specii de zi lungă care au nevoie de o durată de iluminare mai mare de 14 ore, specii de zi scurtă şi specii indiferente, astfel:

– Specii de zi lungă: *Hibiscus syriacus*
Gypsophila paniculata
Chrysanthemum maximum
Chrysanthemum frutescens
Fuchsia hibrida
Lilium longiflorum
Primula obconica
Cineraria hybrida
Lavandula spp.

– Specii de zi scurtă: *Chrysanthemum morifolium*
Kalanchoe blossfeldiana
Perilla crispa
Euphorbia pulcherrina
Viola papilionacea
Poinsetia spp.
Unele soiuri de orhidee

– Indiferente: *Impatiens balsamina*
Gardenia jasminoides

Scrofularia peregrina
Senecio vulgaris
Dianthus spp.
Rasa spp.
Cyclamen spp.

Răspunsul speciilor floricole la durata fotoperioadei este foarte variată, după cum rezultă din datele din *tabelul 5.1.*

Frunzele sunt organele de percepere a inducţiei fotoperiodice, iar mugurii vegetativi sunt organele de răspuns, respectiv meristemul vegetativ din aceşti muguri. Frunzele cu maturitate medie reacţionează mai bine la acţiunea fotoperioadei, comparativ cu cele senescente. De asemenea, nu este necesară toată suprafaţa foliară pentru inducţia fotoperiodică. De exemplu, la *Xanthium pennsylvanicum* este

Tabelul 5.1. **Răspunsul unor specii floricole la durata fotoperioadei (după Hartmann ş.a., 1988)**

Genul	*Zi lungă*	*Zi scurtă*
Alyssum	Nu	Nu
Centaurea	Induce creşterea mugurilor şi a tulpinii	Întârzie înflorirea
Callistephus	Induce alungirea tulpinii	Întârzie înflorirea
Coleus	Stimulează creşterea	Întârzie înflorirea
Cosmos	Stimulează creşterea	Induce înflorirea
Dahlia	Stimulează creşterea	Induce înflorirea
Gaillardia	Induce înflorirea	Stimulează creşterea
Impatiens	Nu	Nu
Perilla	Stimulează creşterea	Induce înflorirea
Petunia	Induce înflorirea	Stimulează creşterea
Phlox	Induce înflorirea	Stimulează creşterea
Salvia	Stimulează creşterea	Induce înflorirea
Verbena	Induce înflorirea	Stimulează creşterea
Viola	Creşte numărul de flori	Stimulează lignificarea tulpinii
Zinnia	Întârzie dezvoltarea mugurilor	Grăbeşte dezvoltarea mugurilor

suficient o frunză sau numai o parte din ea de maximum 2 cm^2, pentru a realiza acest proces.

În timpul expunerii la o fotoperioadă corespunzătoare, la nivelul frunzelor are loc formarea unui mesager chimic, care este transportat prin vasele liberiene, la meristemele apicale. Aceasta este dovedită de faptul că plantele defoliate nu înfloresc chiar dacă sunt expuse la fotoperioade corespunzătoare. Inducţia florală la o plantă defoliată se poate realiza prin injectarea unor extrase, provenite de la plantele aflate în faza de înflorire sau prin altoirea unor altoi proveniţi de la plantele fotoinduse. Astfel, s-a altoit *Nicotiana tabacum*, plantă de zi scurtă, cu *Nicotiana sylvestris*, plantă de zi lungă. Indiferent care din aceste plante a primit fotoperioada inductivă, dacă a fost altoită pe cealaltă plantă, aceasta din urmă înfloreşte. Altoirile de acest fel s-au realizat între plante neutre şi plante cu reacţie fotoperiodică şi au condus la concluzia că în toate plantele se formează un mesager chimic al inducţiei florale.

Pouteau ş.a. (1997) au constatat că producerea continuă a semnalelor inductive în frunzele de *Impatiens* previne reversia la stadiul vegetativ.

Chailachyan (1937) a considerat că în cazul inducţiei fotoperiodice se formează un hormon ipotetic: florigen, care, după Zeevaart (1963), este transportat prin vasele liberiene, spre meristemele vegetative. Prezenţa acestui hormon nu a putut fi pusă însă în evidenţă.

La plantele nictiperiodice, în cele mai multe cazuri, o zi scurtă, urmată de o zi lungă, determină anularea completă a inducţiei florale. Probabil că în timpul hemeroperioadei, se sintetizează în frunze inhibitori, care neutralizează efectul mesagerilor chimici sau împiedică sinteza acestora, aşa cum a constatat Guttrige (1959). În condiţiile cultivării acestor plante în fotoperioade lungi este necesară acoperirea lor cu un înveliş negru de la ora 17 la 20.

Inducţia florală este condiţionată de numărul de fotoperioade inductive şi se realizează după legea: tot sau nimic, în sensul că o plantă dacă a primit numărul fotoperioadelor inductive necesare, va înflori, chiar dacă apoi va fi expusă la fotoperioade neinductive.

Intensitatea luminii necesară pentru răspunsul fotoperiodic este mică şi variază între 20 şi 30 lx. Din această cauză procesul de fotoperiodism este considerat ca un proces de energie slabă. Cu toate că răspunsul fotoperiodic se realizează la intensităţi luminoase mici, intensificarea acesteia de 10 ori (de la 5 W/m^2 la 50 W/m^2) determină scurtarea perioadei de inducţie florală de 5 ori.

Recepţia luminii şi precizarea duratei fotoperioadei inductive sunt determinate de frunze cu ajutorul fitocromilor. Aceste substanţe prezintă o formă inactivă, care are un maximum de absorbţie la lungimea de undă de 660 nm şi o formă activă, cu maximum de absorbţie la 730 nm. La lumină, fitocromul inactiv trece în forma activă, iar la întuneric, forma activă este descompusă sau modificată, regenerându-se forma inactivă, în cca 2 ore.

Recepţia de către fitocrom a radiaţiei luminoase cu două lungimi de undă face posibilă precizarea modificărilor de calitate a luminii, pe parcursul fotoperioadei, iar modificarea raportului dintre fitocromul activ şi inactiv permite măsurarea duratei fotoperioadei. Valoarea acestui raport se modifică pe parcursul zilei având o valoare maximă la mijlocul zilei (1,78) şi scade la valori subunitare (0,85) seara (Lange şi colab., 1981).

Fotoperiodismul este considerat ca o adaptare genetică a plantelor pentru precizarea perioadei de înflorire în zonele în care există alternanţa de sezoane.

Hampel şi Feldmann (1995) consideră că semnalul provenit de la frunzele de *Arabidopsis* poate acţiona direct asupra meristemelor, modificând identitatea lor.

Fotoperiodismul este urmat întotdeauna de formarea primordiilor florale.

Vernalizarea include efectul temperaturilor coborâte pozitive asupra meristemului vegetativ sau asupra formării unui mesager chimic complex care induc expresia genelor specifice (Naylor, 1984).

Vernalizarea este necesară pentru plantele floricole bienale şi pentru cele perene, cu excepţia unor specii ca: *Hyacinthus, Narcissus, Tulipa* etc.

Heins (1995) a constatat că în cazul speciei *Campanula carpatica* cu 10–12 noduri, expuse la temperatura de 5 °C timp de 14 săptămâni, înflorirea are loc cu 10 zile mai devreme, în timp ce la plantele cu 12–16 noduri procesul respectiv nu a fost afectat. Acest tratament termic nu a avut efect semnificativ asupra numărului de flori care se formează la plantele cu 10–12 noduri, în timp ce la plantele cu 12–16 noduri creşte până la 60 % dacă durata tratamentului termic creşte.

Temperaturile coborâte determină şi creşterea procentului de înflorire la *Lavandula*, pe măsură ce durata de expunere a crescut.

Schwabe (1971) consideră că vernalizarea şi repausul mugural reprezintă două manifestări diferite ale aceloraşi condiţii ambiante.

Temperatura optimă pentru vernalizare de cele mai multe ori este similară cu cea care induce repausul mugural sau aclimatizarea la temperaturi coborâte. Roberts (1990) menţionează că temperatura de vernalizare şi de aclimatizare este comună şi se pare că gena vrn 1, recesivă la creştere în perioada de iarnă, poate acţiona ca o genă dominantă în aclimatizarea la temperaturi coborâte.

Seminţele plantelor anuale de toamnă germinează toamna devreme şi parcurg perioada de iarnă ca plantulă. De obicei, temperaturile coborâte sunt facultative, iar vernalizarea poate avea loc în timpul formării seminţei, maturării, germinării, dar mai frecvent în faza de plantulă.

Temperatura de vernalizare variază în funcţie de specie între 0 °C şi 7–10 °C. Dacă temperaturile nu se încadrează în limitele optime, efectul vernalizării poate fi anulat.

Inducţia florală şi numărul de flori pe plantă la specia *Pharbitis* nil este dependent de temperatura medie zilnică din timpul inducţiei fotoperiodice, care are loc când plantulele au 3–4 zile sau când germinarea seminţelor are loc la lumină (Erwin, 1995).

Plantele lemnoase necesită în general expunerea la temperaturi coborâte pentru a putea înflori (Chouard, 1960). Face excepţie *Syringa vulgaris,* la care mugurii florali se formează în anul în care înfloresc. La speciile lemnoase florifere se consideră că inducţia florală este şi rezultatul corelaţiilor dintre organe. În ansamblul de influenţe corelative, o importanţă deosebită au frunzele în creştere, mugurii şi lăstarii. În general, frânarea procesului de creştere este corelată cu realizarea inducţiei florale.

Erwin şi Engelen-Eigles (1998) au studiat repausul vegetativ şi inducţia florală la plantele de crin. Durata perioadei de vernalizare este de 6 săptămâni, iar bulbii nematuraţi nu răspund la acest tratament. Dole şi Wilkins (1994) au constatat că bulbii de crin trebuie să fie expuşi la temperaturi de vernalizare timp de 3–6 săptămâni, în combinaţie cu fotoperioade lungi. De asemenea, fotoperioadele lungi nu pot înlocui vernalizarea. Lange şi Heins (1990) au constatat că procesul de inducţie florală la crin este stimulat pe măsură ce temperatura scade de la 22,5 la 5 °C şi durata de expunere creşte de la 2 la 8 săptămâni. Bulbii expuşi la temperatura de 22,5 °C rămân vegetativi, indiferent de durata fotoperioadei. Weiler şi Langhans (1968) au constatat că pot fi vernalizate atât plantele de crin, cât şi bulbii, temperatura pentru vernalizarea bulbilor de crin fiind de 7,2 °C, iar durata acestui proces este de 6 săptămâni.

Lewis ş.a. (1998) au precizat că vernalizarea rizomilor de *Lysimachia clethroides* se realizează la temperatura de 4 °C, iar prelungirea perioadei de vernalizare de la 0 la 12 săptămâni scade liniar numărul de zile necesar pentru apariţia tulpinii florifere, formarea mugurilor florali şi înfloritul la plantele cultivate în seră.

Temperaturile coborâte acţionează direct asupra meristemului vegetativ, determinând expresia genelor vernalizării. Aceste gene au fost puse în evidenţă la unele specii aşa cum este porumbul.

Termoperiodismul reprezintă procesul prin care plantele dobândesc capacitatea de înflorire, în urma expunerii la temperaturi ridicate sau la oscilaţiile de temperatură ale mediului ambiant.

Plantele la care inducţia florală se realizează sub influenţa temperaturilor ridicate şi valorile acestor temperaturi sunt următoarele:

Amaryllis vittata	23 °C
Calceolaria	15 °C
Gladiolus colvillei	15–20 °C
Hortensia spp.	15–18 °C
Hyacinthus orientalis	25,5 °C
Iris	13 °C
Narcissus poeticus	17–20 °C
Tulipa sp.	17–20 °C
Lilium	20–23 °C

Hartsema (1961) a stabilit următoarele temperaturi optime pentru inducţia florală la unele specii floricole: *Hyacinthus* 25–26 °C, Tulipa 17–20 °C, *Lilium* şi *Amaryllis* 23 °C, *Iris hollandica* (iris bulbos), 9–13°C. Inducţia florală este accelerată însă dacă bulbii sunt expuşi la temperatura de 32 °C timp de minimum 10 zile imediat după recoltare şi înainte de trecerea la temperaturi mai scăzute. Pe de altă parte, inducţia florală la irisul bulbos poate fi întârziată până la un an, dacă bulbii sunt expuşi continuu la temperatura de 30 °C.

Oscilaţiile de temperatură dintre zi şi noapte determină inducţia florală la cactuşi şi stimulează acest proces la *Pelargonium grandiflorum*.

Hormonii influenţează în mod diferit inducţia florală, în funcţie de momentul (faza) în care acţionează, natura lor şi specie. Astfel, Heller (1985) menţionează că auxina are un efect inhibitor în primele două zile de inducţie florală şi un efect stimulator în următoarele două zile.

Acidul abscisic şi auxinele stimulează inducţia florală la plantele de zi lungă şi o inhibă la cele de zi scurtă. Etilena inhibă inducţia florală la plantele de zi scurtă, în timp ce citochininele stimulează inducţia numai la unele specii (Purohit, 1987).

Giberelinele controlează procesul de înflorire la unele specii floricole, cum este *Iris*. Aung şi De Hertogh (1968) au determinat, în bulbii de lalele păstraţi la temperatura de 9 °C, creşterea concentraţiei de gibereline libere de 370 de ori şi a giberelinelor legate de 8 ori, comparativ cu bulbii păstraţi la 17 °C. Concentraţia de gibereline libere prezintă modificări nesemnificative în bulbii păstraţi la 5 °C.

Nutriţia prin nivelul fertilizării nu modifică inducţia florală, dar influenţează numărul de flori care se formează.

Fertilizarea abundentă cu îngrăşăminte azotate determină creşteri vegetative mari, dar numărul de flori formate este mic. Aceste simptome se constată când raportul carbon/azot este mai mic de 10–12.

În general, se poate aprecia că nutriţia echilibrată a plantelor floricole este un factor care favorizează înfloritul, furnizând substanţele nutritive necesare pentru evocarea florală.

La cele mai multe specii, inducţia florală se realizează cu participarea mai multor factori inductivi. Fac excepţie plantele "autonome" (indiferente) la care înflorirea nu este determinată de factorii ambianţi inductivi şi are loc în faza de maturitate de înflorire, care se poate aprecia prin numărul de frunze formate.

Hartsema (1961) a clasificat plantele floricole în 7 grupe în funcţie de momentul în care are loc inducţia florală şi formarea florilor. Această clasificare se prezintă în modul următor:

- primăvara sau vara timpuriu, în anul precedent înfloririi la: *Narcissus, Galanthus* şi *Leucojum*;
- după încetarea perioadei de creştere (iulie) sau în timpul păstrării la: *Tulipa, Hyacinthus* şi *Iris reticulata*;
- inducţia florală are loc spre sfârşitul perioadei de păstrare, dar procesul de dezvoltare continuă şi după ce bulbii au fost plantaţi, aşa cum este cazul la: *Allium, Galtonia* şi unele specii de *Lilium*;
- inducţia florală are loc după replantare, cum este cazul la *Freesia, Gladiolus, Anemone, Ixia* şi *Ranunculus*;
- după replantare, sub acţiunea temperaturilor coborâte din timpul iernii sau primăverii timpurii la: *Iris*, cu excepţia lui *Iris reticulata*, majoritatea speciilor de *Lilium*, precum şi *Ornithogalum thrysoides*;
- cu mai mult de un an înainte de înflorire la: *Amaryllis belladona* şi *Nerine*;

– inducţia florală alternează cu formarea florilor, în tot timpul perioadei de vegetaţie la: *Hippeastrum* şi *Zephyranthes* (specii tropicale).

Procesul de inducţie florală este influenţat şi de alţi numeroşi factori.

Mărimea bulbului constituie un factor limitativ, inducţia florală are loc numai la bulbii de anumite dimensiuni, care variază în funcţie de specie. Astfel, în cazul lalelelor s-a constatat că formează flori doar bulbii cu dimensiuni mai mari de 5–9 mm, care au realizat maturitatea de înflorire şi au o cantitate suficientă de substanţe de rezervă pentru a susţine evocarea florală. Rodrigues-Pereira (1966) a constatat că la *Iris* bulbii mici au un conţinut redus de gibereline şi dacă aceşti hormoni sunt implicaţi în inducţia florală, ar putea explica corelaţia dintre mărimea bulbului şi inducţia florală.

Rees (1972) a precizat că inducţia florală are loc la bulbii de lalele numai dacă aceştia au parcurs o perioadă specifică a ciclului de viaţă, respectiv au realizat maturitatea de înflorire. La *Hyacinthus*, maturitatea de înflorire se poate realiza în orice etapă, dacă se efectuează tratamente cu temperaturi cuprinse între 20 şi 29 °C.

Hartsema (1961) a constatat că prezenţa frunzelor asimilatoare este necesară pentru inducţia florală la *Narcissus*, iar înlăturarea lor poate preveni inducţia florală.

Înflorirea plantelor floricole are loc într-o etapă specifică, care variază de la specie la specie şi este coordonată genetic. Genele care controlează perioada de înflorire au fost identificate la *Arabidopsis* (Pineiro şi Coupland, 1998), iar expresia lor este determinată de factorii inductivi sau de mesagerul chimic produs de aceştia. La această plantă au fost identificate şi allelele care întârzie înflorirea, prelungind creşterea vegetativă şi sporirea numărului de frunze care se formează înainte de înflorire.

Genele care controlează perioada de înflorire determină depresia genelor identităţii meristemului vegetativ şi expresia celor ale identităţii meristemului floral, care sunt cunoscute la *Antirrhinum* sub denumirea de FLORICAULA şi SQUAMOSA (Coen şi Carpenter, 1993; Klein ş.a., 1996). După Carpenter ş.a. (1995), aceste gene pot să determine şi modificări în filotaxie.

În cazul în care durata de acţiune a factorilor inductivi este mai mică sau nivelul acestora este mai scăzut, genele identităţii meristemului floral pot fi represate, iar genele identităţii meristemului vegetativ sunt depresate, ceea ce determină continuarea creşterii vegetative. Candice ş.a. (1999) au identificat într-o mutantă prove-

nită de la *Arabidopsis* o genă semidominantă denumită FLF (FLOWERING LOCUS F), care codifică un represor al înfloririi. Expresia acestei gene poate regla înflorirea atât în cazul plantelor autonome (indiferente), cât şi în al celor care necesită vernalizare.

Pouteau ş.a. (1998) au constatat că în cazul speciei *Impatiens balsamina*, tranziţia la meristemul floral se caracterizează printr-o variaţie continuă a identităţii meristemului floral. Această variaţie este determinată de modificarea semnalelor inductive provenite din frunze, iar reversia la meristemul vegetativ este cauzată de faptul că în condiţii neinductive nu se menţine stadiul indus în frunze. În acest proces sunt implicate genele identităţii meristemului floral care la specia respectivă au fost denumite: Imp-FLO şi Imp-FIM.

Unul din principalele roluri ale genelor identităţii meristemului floral este cel de activare a expresiei genelor care codifică formarea primordiilor elementelor florale.

5.2. Evocarea florală

Evocarea florală are loc după ce semnalul provenit de la mesagerul chimic complex sau direct de la factorul inductiv a fost primit de celulele receptoare din meristemele vegetative. Aceasta determină reprogramarea aparatului genetic pentru producerea de structuri florale, respectiv, meristemul vegetativ apical se transformă într-un meristem floral, care va da naştere la primordii florale (Cohen şi Carpenter, 1993).

În prezent se apreciază că transformarea meristemului vegetativ în meristem floral are loc sub acţiunea mai multor gene, a căror expresie se manifestă etapizat şi perfect coordonat. Expresia acestor gene induce iniţial formarea tijei inflorescenţelor, într-o altă etapă genele induc formarea primordiilor florale şi în final a primordiilor elementelor florale.

Expresia genelor CENTRORADIALIS din *Antirrhinum* determină arhitectura caracteristică pentru inflorescenţele cu creştere nedeterminată (Bradley ş.a., 1996; Davies ş.a., 1996).

Expresia genelor care codifică formarea primordiilor florale se manifestă în diferite zone ale meristemului floral, ceea ce determină poziţia elementelor florale:

– Expresia genelor OVULATA controlează formarea primordiilor sepalelor şi a petalelor.

- Expresia genelor DEFICIENS şi GLOBOSA controlează formarea primordiilor petalelor şi a staminelor.
- Expresia genei PLENA controlează formarea staminelor şi a carpelelor.
- Într-o etapă finală are loc acţiunea genelor care controlează formarea ovulelor: BELL sau SUPERMAN.

Asimetria dorsoventrală a florilor este controlată de genele CICLOIDEA, care au fost izolate în florile de *Antirrhinum de Luo* ş.a. (1996). Expresia acestor gene a fost pusă în evidenţă într-o etapă timpurie de dezvoltare a florilor, în regiunea dorsală a meristemului unde influenţează rata de creştere şi iniţierea primordiului. Expresia acestor gene continuă până în etapele târzii afectând asimetria, mărimea şi tipul de celule din petale şi stamine.

Krol şi Nam-Hai Chua (1993) au studiat dezvoltarea florilor la *Petunia* şi au constatat existenţa unor gene cu funcţii similare cu cele de la *Antirrhinum*, care au fost denumite MADS1 – MADS4. În cazul florilor cu petale verzi, gena pMADS4 este implicată în formarea primordiilor sepalelor şi petalelor, genele pMADS2 şi fbp1 în formarea primordiilor staminelor şi genele pMADS3 şi pMADS4 în formarea primordiilor carpelelor.

Meeks-Wagner (1983) a efectuat cercetări cu privire la expresia genelor înfloritului la zorele.

Modificările care au loc la nivelul genelor sunt însoţite de modificări morfologice, fiziologice şi biochimice. Astfel, s-a constatat creşterea activităţii mitotice din zona centrală a meristemului vegetativ şi dispariţia zonării caracteristice a acestuia (Bernier, 1981). Cercetările efectuate de Orr (1981) au precizat că în timpul evocării florale au loc modificări ultrastructurale: creşterea volumului citoplasmei, a densităţii ribozomilor, numărului mitocondriilor şi al dictiozomilor, creşterea dimensiunilor nucleului şi modificarea structurii lor. În continuare apexul se bombează, ca urmare a diviziunii celulelor din meristemul de aşteptare, se formează axul inflorescenţei, hipsofilele şi, în final, se formează primordiile organelor florale (Mazliak, 1982).

În timpul formării inflorescenţei se pierde dominanţa apicală a mugurului principal. La *Antirrhinum*, din meristemul vegetativ se formează un meristem floral, din care ia naştere axul inflorescenţei, cu creştere nedeterminată. Din primordiile care iau naştere din meristemele de flanc se formează primordiile elementelor florale, respectiv florile, care ajung la maturitate eşalonat, pe măsura formării

lor. Florile acestei specii sunt zigomorfe, cu simetrie bilaterală, dispoziţia elementelor florale fiind reglată de gene. Aceasta este dovedită şi de faptul că mutanta "cicloidea" şi-a modificat simetria bilaterală în simetrie radiară.

Temperaturile ridicate din timpul fazelor critice ale procesului de evocare florală pot să determine dezvoltarea anormală a florilor.

Concomitent cu aceste transformări morfologice, au loc şi transformări biochimice care constau în sinteza ARN-ului, urmată de o primă diviziune, sinteza ADN-ului, urmată de o a doua fază de diviziune, după care are loc iniţierea primordiilor florale. Kamaloy şi Yaldberg (1980) au stabilit că meristemele vegetative şi florale sunt omoloage, datorită faptului că cca 98 % din ARN-ul din frunzele şi petalele plantelor de *Nicotiana tabacum* este similar. Lyndon ş.a. (1983) au constatat că în timpul evocării florale, în meristemul în care a avut loc inducţia florală, au loc modificări calitative şi cantitative: se acumulează 14 proteine noi şi alte 16 diminuează cantitativ.

Bergmans ş.a. (1997) au constatat că în timpul tranziţiei de la meristemul vegetativ la cel floral se modifică numărul de plasmodesme dintre celule. Astfel, în meristemul floral al crinilor numărul de plasmodesme din tunica externă (L1) nu se modifică. Între celulele tunicii a doua (L2) şi între acestea şi tunica externă numărul plasmodesmelor scade cu 25 %, iar între tunica a doua şi celulele din afara meristemului, numărul de plasmodesme scade cu 40 %. Aceste modificări sunt puse pe seama noilor funcţii ale celulelor din meristemul floral.

Diferenţierea primordiilor florale este influenţată de temperatură. Luyten ş.a.(1926) au stabilit că temperatura optimă pentru diferenţierea primordiilor florale la bulbii de lalele variază între 17 şi 22 °C şi se realizează într-o perioadă relativ scurtă, în luna iulie.

În cazul bulbilor de *Narcissus*, procesul de diferenţiere are loc în sol, la temperaturi coborâte şi durează cca 50 de zile (Rees, 1972).

5.3. Înflorirea

Tipul, numărul şi dispoziţia elementelor florale sunt caracteristici care sunt strict controlate genetic, în timp ce ritmul de formare al acestora este influenţat de factorii ambianţi, mai ales de temperaturile ridicate.

Ciclul de vegetaţie la narcise este prezentat în *figura 5.1.*

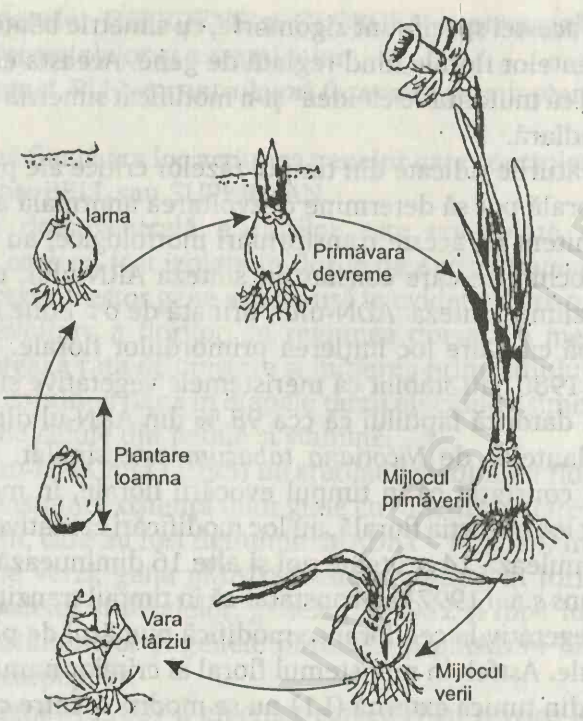

Fig. 5.1. Ciclul de vegetaţie la narcise (după Hartmann ş.a., 1988)

De Hertogh şi Hung (1968) corelează nivelul de temperatură cu etapele de formare a florilor la lalele, după cum urmează:
– iniţierea şi formarea organelor florale la temperatura de 20 °C;
– creşterea organelor florale la 5–9 °C;
– înflorirea la temperatura de 16–18 °C.

Înfloresc, mai ales, bulbii de dimensiuni mari, care formează o tulpină floriferă lungă de cca 40 cm, pe care se găsesc frunze simple lanceolate, iar la capătul acesteia se găseşte o floare terminală.

Înflorirea are loc mai repede în cazul realizării condiţiilor specifice de temperatură cerute de plantele floricole şi este influenţată de hormoni.

Harkess şi Lyons (1994) au urmărit efectul citochininelor şi al giberelinelor asupra inducţiei florale şi a procesului de înflorire la *Rudbeckia hirta*, în condiţii de fotoperioadă lungă. Aceşti hormoni nu au avut efect sinergic, dar citochininele au afectat nesemnificativ ramificarea plantei şi nu au avut efect asupra procesului de înflorire. Gibe-

relinele (GA_{4+7}) au stimulat inducţia florală şi dezmuguritul inflorescenţei terminale şi nu au avut efect asupra înfloririi celor laterale.

Durata fotoperioadei poate să influenţeze înflorirea plantelor floricole. Astfel, Şelaru (1995) menţionează că unele soiuri de crizanteme cultivate la o durată a fotoperioadei de 13 ore înfloresc cu 2 luni mai târziu comparativ cu cele expuse la o durată de iluminare de 12 ore. De asemenea, înflorirea plantelor de *Pelargonium* şi *Cyclamen* este mai timpurie, în condiţii de fotoperioade lungi.

Temperatura influenţează durata perioadei de dezmugurit şi înflorire a plantelor floricole. Astfel, temperatura optimă pentru înflorirea plantelor de *Freesia* variază între 15 şi 18°C. Temperaturile mai ridicate stimulează creşterile vegetative şi întârzie înflorirea, iar temperaturile mai coborâte inhibă atât creşterea, cât şi înflorirea plantelor de *Freesia*.

Intensitatea procesului de respiraţie are o dinamică caracteristică pe durata perioadei de formare a florilor. Rodrigues Pereira (1962) a constatat că meristemul apical al mugurilor din bulbii de crin au o intensitate respiratorie mare în perioada de modificare a formei apexului, o scădere pe durata diferenţierii periantului şi o nouă intensificare înainte de diferenţierea carpelelor.

Polenizarea la cele mai multe specii de angiosperme se realizează alogam. La aceste specii se întâlnesc frecvent adaptări care împiedică autopolenizarea, cum este cazul la plantele dihogame protandre la care se maturează mai întâi staminele (*Umbelliferae, Liliaceae*) sau la cele dihogame protogine la care se maturează mai întâi gineceul (*Cruciferae, Rosaceae*). Polenizarea indirectă este caracteristică şi pentru plantele unisexuat dioice, unisexuat monoice, heterostile sau cu incompatibilitate genetică.

Grăunciorii de polen au diametrul variind între 35 mm (*Myosotis*) şi 300 mm (*Hibiscus*).

Polenul este de tip bicelular, alcătuit la maturitate din două celule: vegetativă şi generativă şi de tip tricelular, la care celula generativă se divide timpuriu, astfel încât la maturitate polenul conţine trei celule.

Suprafaţa polenului este ornată specific; exina conţine sporopolenină, copolimer oxidat al carotenilor, rezistent la degradare, iar intina conţine celuloze, hemiceluloze şi polimeri pectici.

Polenul conţine 15–35% apă, proteine, glicoproteine, glucide, pigmenţi, lipide etc.(Heslop-Harrison, 1980). Polenul absoarbe apa de

pe stigmat, hidratându-se după câteva secunde de la polenizare şi până la 10 min., iar germinarea începe după 45–210 min., în funcţie de specie (Cresti ş.a., 1977).

Polenul este reţinut de stigmatul florilor cu ajutorul unui amestec adeziv alcătuit din arabano-galactani, monoglucide glucoproteine şi glicolipide. Polenul care germinează eliberează proteine receptoare care permit recunoaşterea dintre polen şi stigmat, dar mecanismul acestui proces nu este bine precizat (Knox, 1984). Janson ş.a. (1994) au constatat că exudatul este produs de către celulele secretoare din stilul şi stigmatul florilor de crin, înainte de înflorit. Tubul polinic este acoperit de acest exudat şi se presupune că viteza de creştere şi dirijarea acestuia este determinată de proprietăţile exudatului.

Stilul şi stigmatul sunt organe glandulare, al căror metabolism se adaptează temporar la procesul de polenizare. La unele specii stilul este uscat, acoperit numai cu o peliculă adezivă, la altele este acoperit cu un exudat lichid (Heslop-Harrison, 1975). Astfel, exudatul de *Gladiolus* conţine: glucide (galactoză, arabinoză şi cantităţi mici de glucoză, ramnoză şi arabano-galactani), proteine, urme de lipide, galactoproteine şi galactolipide. Secreţiile conţin şi enzime (fosfatază acidă, pectinaze, protează), care hidrolizează substanţele complexe (Cresti ş.a., 1976).

Enzimele secretate de polen, ca de exemplu cutinază, biodegradează cuticula stigmatului, aşa cum s-a constatat la *Tropaeolum majus*.

Polenizarea determină formarea unui potenţial de acţiune în stigmatul florilor de *Hibiscus* cu valoarea de –184...–220 mV, care se propagă cu viteza de 1,3–3,5 cm/s. Aceasta determină modificări specifice în metabolismul ovarului (Fromm ş.a., 1995). Polenizarea are drept urmare creşterea intensităţii procesului de respiraţie a ovarului cu 12 %, a conţinutului de ATP, ADP şi amidon şi biosinteza etilenei, care în decurs de 24 de ore se acumulează în stil până la 370 nl/g/oră.

Tubul polinic este format din prelungirea intinei, care străbate exina printr-un por germinativ al polenului. Acesta străbate stilul, stigmatul şi ovarul pătrunzând în sacul embrionar prin micropil, integumente.

Tubul polinic este constituit din caloză, care este biosintetizată de complexul Golgi şi transportată spre capătul acestuia de către veziculele transportoare, ce sunt fixate de moleculele de miozină şi se deplasează în lungul moleculelor de actină. În zona terminală a

acestuia, membrana veziculei este încorporată în plasmalemă, iar conţinutul intră în constituţia peretelui tubului polinic. Taylor (1995) a precizat că în lipsa flavonolilor grăuncioarele de polen nu pot produce un tub polinic funcţional în cazul speciei *Petunia hybrida*, deficienţă remediată prin aplicarea de kampferol, care este aglikonul flavonolilor.

Viteza de creştere a tubului polinic variază în funcţie de specie astfel: 6 mm/min. la *Tradescantia* şi 12 mm/min. la *Lilium* (Heslop-Harrison, 1979). Viteza de creştere este corelată cu formarea veziculelor golgiene care transportă poliglucidele necesare pentru formarea tubului polinic.

Creşterea tubului polinic este stimulată de conţinutul ridicat de auxină al stilului şi de gibereline, existent în stil şi ovar.

Tubul polinic este atras chimiotropic de ovar şi are lungimea maximă de 1500 mm (Liskens, 1976).

Vârful tubului polinic şi nucleul vegetativ se resorb, iar nucleul generativ se divide în doi gameţi: unul fecundează oosfera, care dă naştere zigotului principal, iar al doilea fecundează celula secundară a sacului embrionar, formând zigotul secundar (accesoriu).

Polenizarea are ca urmare o redistribuire a substanţelor organice între stil, caliciu şi corolă, iar ovarul devine locul de acumulare a acestor substanţe. Polenizarea determină stimularea procesului de biosinteză a etilenei. Asfel, stilul sintetizează 370 nl/g/oră, după 24 de ore de la polenizarea florilor de garoafe, iar petalele produc 110 nl/g/oră, după 48 de ore de la polenizare (Larsen ş.a.,1995).

În numeroase cazuri se constată existenţa unui mecanism genetic prin care se blochează procesul de fecundare cu polenul provenit de la aceeaşi plantă, proces cunoscut sub denumirea de autoincompatibilitate. Acest proces este controlat genetic de mai multe allele (până la 40) din locusul S. În cazul în care una sau două allele similare cu ale polenului se găsesc şi în pistil, acestea codifică biosinteza unei polipeptide omoloagă cu ribonucleaza, ce poate biodegrada ARN din polen, inhibând creşterea tubului polinic (Fosket, 1994). Xue ş.a. (1996), studiind incompatibilitatea gametofitică la *Antirrhinum*, au constatat că allelele S din locusul S din pistil, în prezenţa allelelor S din tubul polinic, determină formarea a 3 cADNs care codifică polipeptide omoloage cu S ribonucleaza. Ribonucleaza este expresată primar în ţesutul stilului şi are rol în oprirea creşterii tubului polinic al polenului propriu.

McCubbin ş.a. (1997) au constatat existenţa autoincompatibilităţii şi la florile de *Petunia*. Ovulele fecundate devin centre de atracţie pentru substanţele nutritive şi hormonale, ceea ce stimulează creşterea fructelor şi a seminţelor.

Procesul de respiraţie al florilor în faza de boboc închis se caracterizează printr-o intensitate mare, care este corelată cu necesarul de energie biochimică (ATP) pentru procesul de creştere. În cazul speciilor floricole neclimacterice intensitatea acestui proces scade, pe măsură ce gradul de maturitate al acestora avansează, în timp ce la cele climacterice, după o diminuare a intensităţii procesului de respiraţie, are loc intensificarea acestui proces şi realizarea unui maxim respirator (climacteric).

Intensificarea procesului de respiraţie la maximum climacteric nu poate fi pusă pe seama cerinţelor sporite de energie pentru realizarea procesului de maturare. În prezent se consideră că realizarea maximului climacteric se datoreşte acţiunii autocatalitice a etilenei sintetice ce se desfăşoară în progresie geometrică.

În cazul florilor de *Gladiolus* şi *Hosta* care se caracterizează prin prezenţa unui maximum respirator, intensitatea procesului de respi-

Tabelul 5.2. **Dinamica intensităţii procesului de respiraţie la 6 specii floricole, mg CO_2/ kg/ oră**

Faza de maturitate	*Gladiolus*	*Tecoma*	*Hosta*
Boboc închis	329,0	719,0	269,0
Boboc deschis	164,9	289,2	261,0
Floare deschisă	146,6	200,7	506,0
Floare deschisă	231,9	–	289,0
Floare deschisă	362,4	–	271,0
Floare matură	235,2	248,9	–

Faza de maturitate	*Hemerocallis*	*Yucca*	*Polyanthes*
Boboc închis	411,6	535,8	386,7
Boboc deschis	228,6	492,7	244,3
Floare deschisă	–	–	–
Floare deschisă	–	–	242,1
Floare deschisă	–	493,7	231,9
Floare matură	109,7	383,3	220,5

raţie scade la preclimacteric de 2,24 ori şi, respectiv, 1,03 ori pentru ca la maximum climacteric intensitatea acestui proces să crească de 2,47 ori şi, respectiv, de 1,94 ori.

În cazul speciilor floricole neclimacterice, cum sunt *Yucca, Tecoma* şi *Hemerocallis*, intensitatea procesului de respiraţie scade pe parcursul perioadei de creştere a florilor de 1,39 ori, 3,58 ori şi, respectiv, de 3,80 ori.

Intensitatea procesului de biosinteză a etilenei de către flori este dependent de gradul de maturitate al acestora. Biosinteza etilenei de către florile de garoafe nematurate, proaspăt recoltate, este foarte scăzută, dar la maturitate se constată intensificarea acestui proces şi realizarea unui maxim, care corespunde cu maximul respirator (*Fig. 5.2*).

Poliaminele sunt substanţe antagoniste cu etilena, care se biosintetizează din S-adezil metionină. Lee ş.a. (1997) au studiat enzima S-adenozilmetionină decarboxilaza, enzima-cheie a biosintezei poliaminelor şi produsul activităţii acestei enzime, S-adezilmetionina

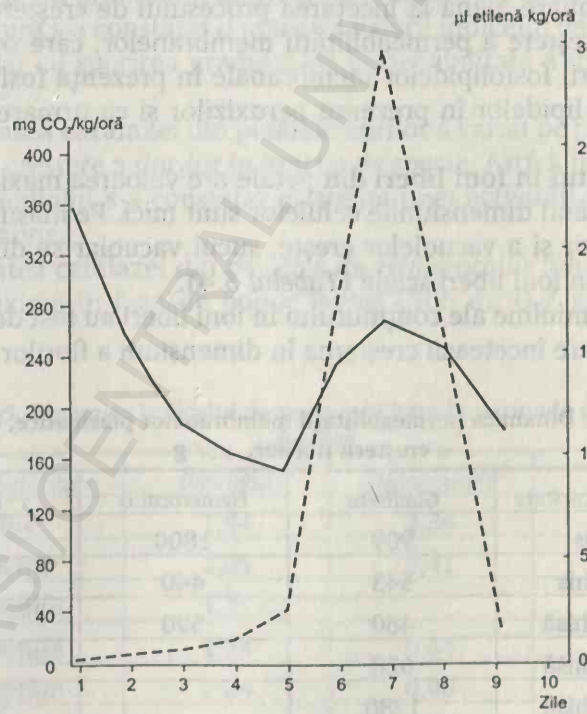

Fig. 5.2. Dinamica etilenei degajate de florile de garoafe şi intensitatea procesului de respiraţie

decarboxilată care este donorul de radical amilopropil pentru biosinteza sperminei şi spermidinei.

Permeabilitatea membranelor plasmatice (*electrolyt leackage*) din petalele florilor se determină prin măsurarea conductometrică a elecroliţilor care trec din celule în apa distilată în care acestea sunt imersate. În primele 5 minute are loc un proces de difuziune a ionilor din apoplastul celular. După 3,5 ore se determină ionii care au fost transportaţi prin membranele plasmatice în soluţia de imersie.

Cercetările efectuate de Burzo ş.a. (1994), pe parcursul procesului de creştere de la faza de boboc la cea de floare deschisă, au scos în evidenţă că permeabilitatea membranelor plasmatice are valoare ridicată în faza de boboc închis şi variază între 909 μS/ g la petalele de *Gladiolus* şi 1800 μS/g la petalele de *Hemerocallis*. Pe parcursul perioadei de creştere are loc scăderea valorii permeabilităţii membranelor plasmatice, probabil, prin creşterea selectivităţii acestora. Valoarea minimă s-a determinat înainte de încetarea creşterii la florile de *Yucca* şi în faza de floare deschisă la *Gladiolus* (*Tabelul 5.3*).

În continuare, până la încetarea procesului de creştere a florilor are loc o creştere a permeabilităţii membranelor, care se datoreşte biodegradării fosfolipidelor membranale în prezenţa fosfolipazelor, peroxidării lipidelor în prezenţa peroxizilor şi ca urmare a acţiunii etilenei.

Conţinutul în ioni liberi din petale are valoarea maximă în faza de boboc, când dimensiunile celulelor sunt mici. Pe măsură ce volumul celulelor şi a vacuolelor creşte, sucul vacuolar se diluează, iar conţinutul în ioni liberi scade (*Tabelul 5.4*).

Valorile minime ale conţinutului în ioni liberi au fost determinate în faza în care încetează creşterea în dimensiuni a florilor.

Tabelul 5.3. **Dinamica permeabilităţii membranelor plasmatice, în timpul creşterii florilor, μS/ g**

Faza de maturitate	*Gladiolus*	*Hemerocallis*	*Yucca*
Boboc închis	909	1800	979
Boboc deschis	543	440	796
Floare deschisă	480	590	
Floare deschisă	628		
Floare deschisă	1380		1110
Floare matură	1985	849	1220

Tabelul 5.4. **Dinamica conţinutului în ioni liberi în timpul creşterii florilor, µS/g**

Faza de maturitate	*Gladiolus*	*Hemerocallis*	*Yucca*
Boboc închis	630	770	1200
Boboc deschis	510	770	850
Floare deschisă	500		700
Floare deschisă	470	600	
Floare deschisă	620	600	645
Floare matură	800	550	650

Indicele de permeabilitate reprezintă raportul dintre permeabilitatea membranelor plasmatice şi conţinutul în ioni liberi.

Cercetările efectuate de Burzo ş.a. (1994) au scos în evidenţă faptul că indicele de permeabilitate are o valoare mai mare numai în cazul bobocilor cu dimensiuni foarte mici (*Tabelul 5.5*).

Pe parcursul procesului de creştere a florilor de la boboc închis la floare matură s-a constatat o mărire a valorii indicelui de permeabilitate, corelat cu sporirea gradului de permeabilitate a membranelor plasmatice.

Activitatea catalazei din petalele florilor a variat pe parcursul perioadei de creştere a florilor în funcţie de specie. Astfel, în cazul petalelor de *Gladiolus* s-a constatat existenţa unei activităţi fluctuante a acestei enzime.

Activitatea catalazei din petalele de *Hemerocallis fulva* a avut valoarea maximă în faza de boboc închis (306 ml O_2/ g/ min.) şi a

Tabelul 5.5. **Dinamica indicelui de permeabilitate în perioada de creştere a florilor**

Faza de maturitate	*Gladiolus*	*Hemerocallis*	*Yucca*
Boboc închis	1,44	2,34	0,81
Boboc deschis	1,05	0,41	0,53
Floare deschisă	1,27		
Floare deschisă	1,34	0,64	1,13
Floare deschisă	2,04	0,98	1,72
Floare matură	2,48	1,63	1,88

scăzut pe tot parcursul procesului de creştere, cele mai mici valori fiind determinate în faza de floare deschisă (141 ml O_2/ g/ min.).

În cazul florilor de *Yucca*, activitatea acestei enzime a prezentat o creştere permanentă pe tot parcursul procesului de creştere. Cea mai mică valoare a fost determinată în faza de boboc închis (45 ml O_2/g/min.) şi cea mai mare valoare în faza de floare matură (291 ml O_2/ g/ min.).

Activitatea peroxidazei, ca şi cea a catalazei, a prezentat fluctuaţii în cazul florilor de *Gladiolus*. În petalele de *Yucca*, activitatea acestei enzime a prezentat o scădere lentă de la 252 ml CO_2/ g/ 15 min. la 234 ml CO_2/ g/ 15 min. În cazul petalelor de *Hemerocallis*, activitatea peroxidazei a avut mici fluctuaţii, dar în general a crescut de la 276 ml CO_2/ g/ 15 min., în faza de boboc închis, la 420 ml CO_2/g / 15 min., în faza de floare deschisă.

Activitatea polifenoloxidazei a prezentat o intensificare lentă pe tot parcursul procesului de creştere a florilor. Astfel, activitatea acestei enzime nu a fost determinată în petalele de *Yucca*, provenite de la bobocii închişi, a fost identificată în petalele provenite de la bobocii deschişi şi a avut activitatea mai mare în faza de floare matură, când a încetat procesul de creştere (19,2 ml O_2/ g/ 15 min.).

În cazul petalelor provenite de la florile de *Hemerocallis* s-a constatat intensificarea activităţii acestei enzime pe tot parcursul procesului de creştere: 6,4 ml O_2/ g/ 15 min. în faza de boboc închis şi 20,5 ml O_2/ g/ 15 min. în faza de floare deschisă. O dinamică similară s-a constatat şi în cazul petalelor de *Gladiolus*, la care s-a constatat creşterea activităţii acestei enzime de la 17,9 ml O_2/ g/ 15 min., în faza de boboc închis, la 26,9 ml O_2/ g/ 15 min., la floarea deschisă.

Culoarea petalelor se modifică lent pe întreg parcursul procesului de creştere a florilor.

Pigmenţii clorofilieni nu au fost identificaţi în florile de *Iris, Anthurium, Hibiscus, Paeonia* şi *Rosa*. La celelalte specii analizate s-a constatat diminuarea conţinutului acestora, pe tot parcursul procesului de creştere a florilor (Burzo ş.a., 1994).

Diminuarea conţinutului în pigmenţi clorofilieni a fost mai mică în cazul florilor de *Hemerocallis* (de la 8,09 la 3,54 mg/100 g) şi *Forsythia* (de la 6,80 la 2,91 mg/ 100 g) şi mai mare în cazul florilor de *Narcissus* (de la 43,00 la 5,14 mg/ 100 g).

Pigmenţii antocianici nu au fost determinaţi în florile de *Forsythia*. În cazul petalelor de *Hemerocallis, Gladiolus, Hibiscus* şi *Paeonia* s-a determinat o creştere relativ mică a conţinutului în pigmenţi antocia-

nici. Creşterea este însă foarte evidentă în cazul petalelor de *Narcissus*, şi anume, de la 1,94 mg la 12,36 mg/ 100 g. O creştere şi mai spectaculoasă a conţinutului în pigmenţi antocianici s-a constatat la florile de *Anthurium*, care în faza de boboc închis aveau un conţinut de 23,94 mg/ 100 g şi acesta a ajuns la 30,78 mg/ 100 g la florile mature.

În cazul petalelor de *Iris* şi *Rosa poliantha hybrida* var. *Circus* s-a constatat scăderea conţinutului în pigmenţi antocianici pe parcursul perioadei de creştere a florilor.

Pigmenţii carotenoizi nu au fost determinaţi în florile de *Narcissus, Iris, Anthurium, Hibiscus* şi *Paeonia*.

La florile de *Hemerocallis* şi *Gladiolus* nu s-au înregistrat modificări ale conţinutului în pigmenţi carotenoizi până în faza de floare deschisă, dar florile de *Forsythia* şi *Rosa poliantha hybrida* var. *Circus* au prezentat creşteri evidente ale conţinutului de caroteni. Astfel, conţinutul acestor pigmenţi din petalele de *Forsythia* a sporit pe parcursul procesului de creştere a florilor de la 8,23 mg la 31,40 mg/ 100 g, iar în cazul petalelor de *Rosa* a sporit de la 1,06 mg la 11,18 mg/ 100 g.

Pigmenţii flavonici au prezentat o mică diminuare a conţinutului în cazul florilor de *Narcissus* şi *Iris*. În timpul creşterii florilor de *Forsythia* s-a constatat însă o creştere foarte evidentă a conţinutului în pigmenţi flavonoizi.

Alcaloizii se acumulează în vacuolele celulelor plantelor floricole. În petalele florilor de *Narcissus confusus* se acumulează galanthamină, o substanţă utilizată în tratarea bolii lui Alzheimer. Selles ş.a. (1997) au obţinut cantităţi mai mari de galantamină, în culturile de celule provenite de la tulpinile acestei plante, iar plantulele regenerate au fost crescute pe un mediu cu 9 % zaharoză, într-o fotoperioadă de 16 ore cu lumină şi 8 ore întuneric.

5.4. Tratamente de forţare pentru înflorirea timpurie în sere a unor specii de flori

Devansarea înfloririi la unele specii floricole se poate realiza prin aplicarea de tratamente termice specifice pentru fiecare fază a procesului de creştere şi dezvoltare. Nivelul temperaturii şi momentul de aplicare a acesteia variază în funcţie de specie.

Aplicarea corectă a tratamentelor termice necesită cunoaşterea stadiului de dezvoltare a organelor florale. Astfel, la speciile bulboa-

se se ia o probă semnificativă de bulbi care se secţionează şi se observă cu ajutorul unei lupe structura mugurului. În funcţie de aceasta se pot deosebi următoarele stadii de dezvoltare a florilor:

Stadiul I – mugur vegetativ plat.

Stadiul II – mugur vegetativ sub formă de con.

SP – se observă primordiile sepalelor.

P1 – sunt evidente cele 3 primordii ale tepalelor exterioare.

P2 – se observă cele 3 primordii ale tepalelor interne.

A1 – sunt vizibile cele 3 primordii ale staminelor exterioare.

A2 – se pot remarca primordiile celor 3 stamine interioare.

G – sunt vizibile cele 3 carpele ale gineceului.

PC – paracorola (trompeta) este aparentă (la *Narcissus*).

Când se plantează materialul săditor floricol, respectiv bulbii, tuberobulbii etc., acesta se află în diferite faze de formare a florilor. Bulbii de *Narcissus*, *Tulipa* şi *Hyacinthus* au componentele florale diferenţiate, la interiorul bulbului fiind formate mici flori imature. Materialul săditor floricol provenit de la alte specii trebuie mai întâi înrădăcinat la temperaturi coborâte înainte de a fi plantat la temperaturi moderate. Fiecare specie are o temperatură caracteristică care asigură înflorirea şi calitatea corespunzătoare a florilor.

Dintre speciile floricole prevăzute cu bulbi, pot fi forţate pentru devansarea înfloririi: lalelele, narcisele, crinii, freesia etc.

În cazul **lalelelor,** inducţia florală are loc după recoltare, în timpul păstrării, respectiv al uscării bulbilor la temperatura de 17–20°C. Rees (1972) a constatat că expunerea bulbilor de lalele, timp de 7 zile, la temperatura de 34 °C, determină devansarea înfloririi cu 7–9 zile, comparativ cu bulbii păstraţi la 20°C.

În ciclul de viaţă al acestor bulbi se disting două faze: una de organogeneză în timpul căreia activitatea metabolică este mai intensă şi o fază de creştere în care activitatea metabolică este mai redusă (Le Nard, 1981).

După Hartsema ş.a. (1930), bulbii de lalele din soiurile apte pentru forţare se expun mai întâi la temperaturi ridicate, timp de o săptămână. După aceasta, bulbii se păstrează timp de 3 săptămâni la 8°C şi 3 săptămâni la 9°C, pentru stimularea creşterii florilor, după care se plantează în seră. După înrădăcinarea bulbilor, temperatura se ridică treptat şi se asigură o iluminare corespunzătoare (*Fig. 5.3*).

Rees (1972) recomandă expunerea bulbilor de lalele timp de 7 zile la 34°C, 14 zile la temperatura de 17°C, pentru stimularea diferenţierii componentelor florale. După realizarea stadiului G, bulbii

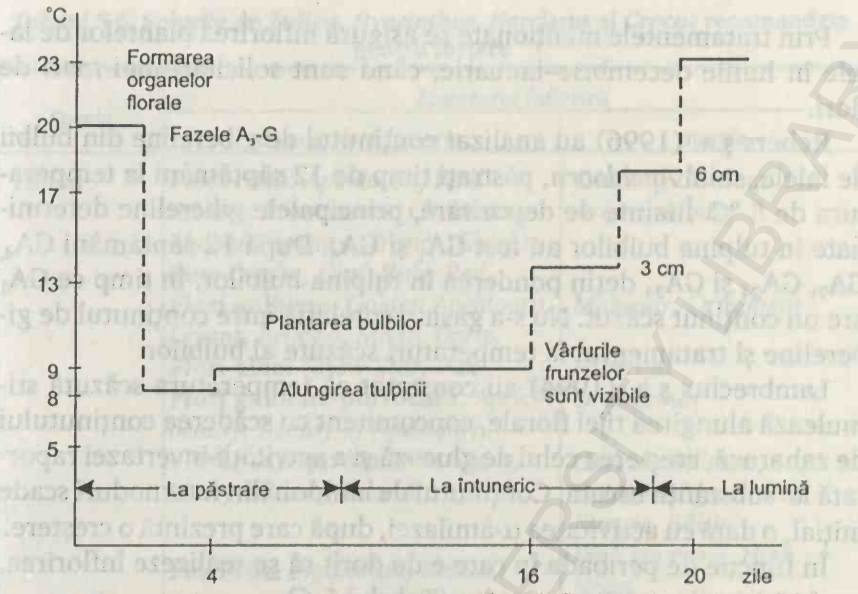

Fig. 5.3. Treptele de temperatură pentru a produce înflorirea timpurie a lalelelor din sol. William Coflaud (după Hartsema ş.a., 1930)

destinaţi pentru înflorire foarte timpurie se expun timp de 9 săptămâni la temperatura de 5°C. Bulbii destinaţi pentru înflorirea timpurie se plantează în sere unde temperatura aerului este de 18 °C, iar cea a solului – de 16°C, iar bulbii destinaţi pentru înflorirea târzie se plantează în sere unde temperatura aerului este de 13 °C.

În cazul plantării în ghivece pentru înflorirea în luna martie, ghivecele cu bulbi se aşază în şanţuri, se acoperă cu nisip, pământ şi paie pentru protejarea împotriva temperaturilor scăzute. Temperaturile trebuie să fie apropiate de cele recomandate pentru spaţiul în care se face înrădăcinarea. Temperatura solului poate fi iniţial de 13°C, apoi să scadă la 9–10°C şi, în final, la 2–5°C, dar fără a scădea sub 0°C. Expunerea la aceste temperaturi timp de cca 15 săptămâni asigură înflorirea corespunzătoare.

Cercetările efectuate de Cernăianu ş.a. (1979) au precizat că la 20°C procesul de diferenţiere a componentelor florale la bulbii de lalele din soiul *Apeldoorn* are loc după 36–37 de zile. Acest proces se consideră încheiat când se realizează "stadiul G". Etapa următoare, de alungire a mugurilor florali, se realizează prin păstrarea bulbilor la temperatura de 5°C timp de 72–92 de zile. Pe parcursul acestei perioade lungimea mugurilor creşte de la 2–4 mm la 9–12 mm.

Prin tratamentele menţionate se asigură înflorirea plantelor de lalele în lunile decembrie–ianuarie, când sunt solicitări mai mari de flori.

Rebers ş.a. (1996) au analizat conţinutul de gibereline din bulbii de lalele, soiul *Apeldoorn*, păstraţi timp de 12 săptămâni la temperatura de 5 °C. Înainte de depozitare, principalele gibereline determinate în tulpina bulbilor au fost GA_1 şi GA_4. După 12 săptămâni GA_4, GA_9, GA_{24} şi GA_{34} deţin ponderea în tulpina bulbilor, în timp ce GA_1 are un conţinut scăzut. Nu s-a găsit o corelaţie între conţinutul de gibereline şi tratamentul la temperaturi scăzute al bulbilor.

Lambrechts ş.a. (1994) au constatat că temperatura scăzută stimulează alungirea tijei florale, concomitent cu scăderea conţinutului de zaharoză, creşterea celui de glucoză şi a actvităţii invertazei raportată la substanţa uscată. Conţinutul de amidon din internoduri scade iniţial, o dată cu activitatea α-amilazei, după care prezintă o creştere.

În funcţie de perioada în care e de dorit să se realizeze înflorirea, se aleg soiurile corespunzătoare (*Tabelul 5.6*).

Narcissus este o altă specie floricolă care se pretează la forţare. Bulbii de narcise se menţin după recoltare, timp de 4–5 zile, la temperatura de 34–35 °C, aceasta contribuind la devansarea înfloritului cu 12–14 zile. În continuare, bulbii se expun la temperatura de 9°C, de la sfârşitul lunii august şi până la începutul lunii octombrie (5–7 săptămâni). După aceasta se plantează pe stelaje pentru flori tăiate sau în ghivece.

Tratamentele termice pot continua şi după plantare. În prima etapă, până la înrădăcinarea completă, se menţine temperatura la 9°C, apoi se scade la 5°C. Când plantele au lungimea de cca 3 cm, temperatura se scade la 1°C, până acestea sunt transferate în seră. Florile pot fi recoltate începând cu luna decembrie şi până în martie–aprilie.

Bulbii destinaţi pentru înflorirea mai târzie sunt expuşi la temperaturile de 13–15°C, până la plantarea în camera de înrădăcinare.

Lilium spp., respectiv hibrizii asiatici, cum sunt soiurile *Connecticut King, Corina, Enchantment, Fire King, Harmony, Pirate, Venture* etc. pot fi forţaţi pentru obţinerea timpurie de flori tăiate.

Bulbii se recoltează toamna şi se tratează la 4°C timp de 6 săptămâni, apoi se plantează sau se păstrează la temperatura de –2°C. Bulbii care au fost păstraţi se expun pentru maximum 10 zile la temperaturi cuprinse între 0 şi 2°C pentru a se dezgheţa lent.

Tabelul 5.6. **Soiurile de *Tulipa, Hyacinthus, Narcissus* şi *Crocus* recomandate pentru forţare**

Specia	*Momentul înfloririi*	
	decembrie–februarie	*martie*
Tulipa	**Flori roşii:** *Apeldoorn, Paul Richter, Prominence, Christmas Marvel,Topscore, Trance, Charles, Bing Crosby, Olaf, Ruby Red.*	*Couleur, Cardinal, Arome, Albury*
	Flori galbene: *Golden Apeldoorn, Levant, Bellona, Monte Carlo.*	*Makasar, Ornament*
	Flori albe: *Sciow Star, Pax.*	*Hibernia*
	Flori galbene-portocalii: *Apricot beauty, Beauty of Apeldoorn.*	*Orangebun*
	Flori pestriţe: *Madame Spoor, Merry Widow, Roland.*	*Carl M. Bellman, Golden Eddy, United Europe, Edith*
	Flori roz: *Preludium, Blenda.*	*Pink supreme, High Noon*
Hyacinthus	**Flori roşii:** *Jan Bos*	
	Flori roz: *Anna Maria, Eros, Lady Derby.*	*Lady Derby, Pink Pearl*
	Flori albastre: *Ostara, Bismark.*	*Blue jacket*
	Flori albe: *Carnegie, L'innocence.*	*Carnegie*
Narcissus	*King Alfred, Golden harvest, Carlton, February Gold, Barnett Browning, Ice Follies*	*Gold Medal, Ice Follies, Geranium, Mount Hood, Barnett Browning*
Crocus	*Remembrance, Pickwick, Joan of Arc, Peter Pan*	*Pickwick, Peter Pan, Remembrance,Purpureu, Grandiflorus*

Forţarea după plantare durează 60–100 de zile şi constă în menţinerea temperaturii în timpul zilei la 21°C, iar noaptea – la 13°C.

Stuart (1946) a obţinut înflorirea plantelor de crin după 140 de zile, cu ajutorul următorului tratament termic: 4 săptămâni la 18,3°C şi 4 săptămâni la 1,7°C.

Tuberobulbii de **Hyacinthus** proaspăt recoltaţi se lasă 10 zile pentru uscare, după care se curăţă (De Hertogh,1985). În continuare se păstrează timp de 2 săptămâni la 30°C pentru a stimula formarea pri-

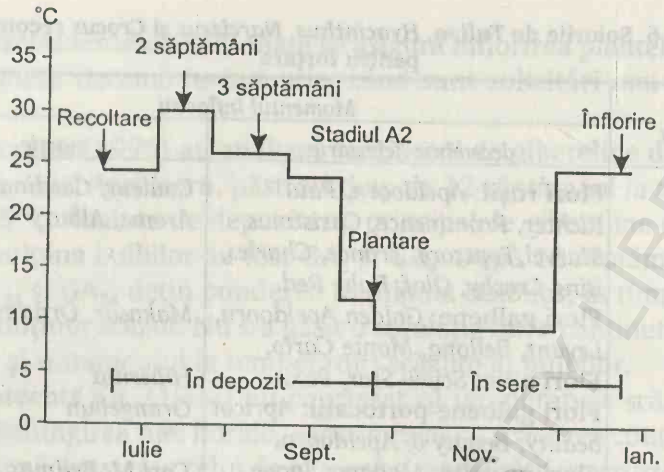

Fig. 5.4. Etapele de tratare a bulbilor de zambile la diferite temperaturi, pentru înflorirea timpurie (după De Hertogh)

mordiilor florale. După aceasta temperatura se scade treptat până la 9–13°C la care sunt păstraţi timp de 10–12 săptămâni. Înrădăcinarea se face la aceeaşi temperatură ca şi forţare, după care se plantează în seră. Forţarea tuberobulbilor pentru devansarea înfloririi continuă în seră, în primele 10–14 zile ale lunii decembrie va creşte temperatura la 24°C, după care scade la 18–20°C până la înflorire (*Fig. 5.4*).

Rees (1972) recomandă următorul tratament termic pentru obţinerea de flori timpurii:

- recoltarea la 14–21 iunie;
- pretratament 2 săptămâni la 30°C şi 3 săptămâni la 25,5°C;
- tratament intermediar la 20°C până în faza A1;
- postratament la 13°C până la plantare (20 septembrie).

Îmbăierea tuberobulbilor înainte de plantare într-o soluţie de acid giberelic (200 mg/ l) şi tiouree (2 000 mg/ l) a întârziat răsărirea, dar lungimea inflorescenţei a crescut cu 28,4% şi producţia totală de flori cu 140,3 % (Dhua ş.a., 1987).

Bulbii proveniţi de la **Iris germanica** pot fi forţaţi numai când au ajuns în faza de maturitate, respectiv când au 6–7 frunze. Bulbii recoltaţi înainte de această fază se expun la temperaturi ridicate, pentru formarea de noi primordii foliare. Aceste temperaturi au însă riscul de a preveni formarea noilor bulbi. În continuare se scade temperatura la 13°C, pentru grăbirea procesului de formare a primordiilor florale.

Kamerbeek şi Beijer (1964) recomandă următorul tratament termic, pentru înflorirea foarte timpurie: 3 zile la 40°C, 2 săptămâni la 30°C, 6 săptămâni la 9°C şi 2 săptămâni la 17°C.

Hartsema şi Luyten (1962) a depozitat bulbii de *Iris*, soiul Imperator, în vederea forţării, în data de 23 august şi a aplicat următoarele tratamente termice: 2 săptămâni la 31°C, 9 săptămâni la 9°C şi un

Tabelul 5. 7. **Speciile de plante cultivate în grădini, care se pretează la culturi forţate**

Specia	*Organul de rezervă*	*Momentul intrării în repaus*	*Durata aprox. de păstrare (luni)*
Anemone coronaria	tubercul	iunie	3
Colchium autumnale	tuberobulb	mai	–
Convallaria majalus	rizom	august	9
Crocus spp.	tuberobulb	iunie	2
Dahlia spp.	rădăcină tuberizată	oct.	7
Galanthus nivalis	bulb	mai	–
Gladiolus ×hortulanus	tuberobulb	sept.	6
Hyacinthus orientalis	bulb	iulie	2
Iris hollandica	bulb	august	12
Lilium spp. (asiatic)	bulb	august	12
Muscari armeniacum	bulb	iunie	2
Narcissus pseudonarcissus	bulb	iulie	2
Narcissus tazetta	bulb	iulie	4
Nerine bowdenii	bulb	august	9
Ornithogalum thrysoides	bulb	august	3
Paeonia lactifera	rădăcină tuberizată	august	2
Polianthes tuberosa	tuberobulb	nov.	6
Ranunculus asiaticus	tubercul	august	6
Tritonia crocata	tuberobulb	sept.	6
Tulipa hybrida	bulb	iulie	6

Tabelul 5. 7(continuare)

Specia	*Temperatura de păstrare, °C*	*Momentul plantării, luna*	*Autorii**
Anemone coronaria	20	august	5,10
Colchium autumnale	–	iulie	11
Convallaria majalus	–1	tot anul	5,6,10
Crocus spp.	9	septembrie	1,3,3
Dahlia spp.	8	martie	5
Galanthus nivalis	–	septembrie	11
Gladiolus ×hortulanus	2	decembrie	8,9
Hyacinthus orientalis	10	septembrie	1,3,4,5,12
Iris hollandica	30	tot anul	1,2,3,4,5
Lilium spp. (asiatic)	30	ian.–oct.	1,2,3,4,5
Muscari armeniacum	9	septembrie	3,10
Narcissus pseudonarcissus	9	sept.	1,2,3,4,5,9
Narcissus tazetta	25	octombrie	3,5
Nerine bowdenii	8	martie	5,8,13
Ornithogalum thrysoides	30 sau 15	octombrie	5
Paeonia lactifera	4	februarie	5,10
Polianthes tuberosa	13	ianuarie	5,10,11
Ranunculus asiaticus	4	august	10
Tritonia crocata	4	aprilie	11
Tulipa hybrida	2	sept.	1,2,3,4,5,9

* 1. Ball, 1980; 2. Ball, 1985; 3. De Hertogh,1985; 4. De Hertogh,1974; 5. Halevy, 1985; 6. Hartman şi Kester, 1983; 7. Hartsema ş.a.,1930; 8. Hartsema, 1961; 9. Larson, 1980; 10. Post, 1949; 11. Preston, 1958; 12. Rees, 1972; 13. Sytsema, 1971.

tratament luminos înainte de 24 noiembrie. Acesta constă în iluminarea bulbilor timp de 14 ore/ zi cu minimum 2 000 lx.

Pot fi forţate în vederea devansării înfloririi prin tratamente termice şi alte specii floricole cu bulbi sau tuberobulbi. În prima fază sunt necesare temperaturi ridicate ca şi la lalele, pentru stimularea organogenezei şi iniţierea mobilizării rezervelor. În cea de a doua se sti-

mulează procesul de creştere a mugurilor prin efectuarea unui tratament termic la temperaturi coborâte.

Numeroase specii floricole cultivate în grădini se pretează la culturi forţate (a se vedea *tabelul 5.7*).

Durata de înflorire variază în funcţie de specia floricolă, de la câteva zile la întreaga perioadă de vegetaţie, iar perioada de înflorire variază astfel:

***Ianuarie**: Amaryllis, Arum, Cyclamen, Eranthis, Galanthus, Iris, Veltheimia.*

***Februarie:** Amaryllis, Arum, Caladium, Crocus, Cyclamen, Eranthis, Galanthus, Scila, Veltheimia.*

***Martie**: Amaryllis, Anemone, Arum, Caladium, Chionodoza, Crocus, Cyclamen, Fritillaria, Galanthus, Hyacinthus, Iris, Narcissus, Scila, Tulipa.*

***Aprilie**: Allium, Anemone, Arum, Caladium, Crocus, Fritillaria, Hyacinthus, Iris, Leucojum, Muscari, Narcissus, Ornithogalum, Scilla, Tulipa, Stenbergia.*

***Mai:** Allium, Anemone, Arum, Caladium, Fritillaria, Gladiolus, Lilium, Muscari, Pancratium, Scilla, Tulipa, Zanthedeschia.*

***Iunie:** Allium, Amarryllis, Anemone, Bletilla, Caladium, Camassia, Eremurus, Gladiolus, Ixia, Lilium, Oxalis, Ranunculus, Sinningia, Sparaxis, Tulipa, Fritillaria, Calla.*

***Iulie:** Achimenes, Allium, Begonia, Caladium, Canna, Crinum, Crocosmia, Cyclamen, Dahlia, Freesia, Galtonia, Gladiolus, Gloriosa, Iris, Lilium, Oxalis, Pancratium, Ranunculus, Sinningia, Tritonia, Tigridia, Calla.*

***August:** Achimenes, Begonia, Caladium, Canna, Colchicum, Commelina, Crinum, Crocosmia, Cyclamen, Calla, Dahlia, Freesia, Galtonia, Gladiolus, Lilium, Sinningia, Tigridia, Watsonia.*

***Septembrie:** Begonia, Caladium, Calla, Crocus, Cyclamen, Colchicum, Dahlia, Lilium, Narcissus, Nerine, Polyanthes, Zephyranthes.*

***Octombrie:** Achimenes, Amaryllis, Arum, Caladium, Crocus, Cyclamen, Dahlia, Galanthus, Narcissus, Nerine, Polyanthes.*

***Noiembrie:** Amaryllis, Arum, Caladium, Crocus, Cyclamen, Nerine.*

***Decembrie:** Amaryllis, Arum, Caladium, Cyclamen.*

Capitolul 6
Culoarea florilor

Coloritul, atât de variat şi atrăgător al florilor, este determinat de acumularea pigmenţilor în celulele petalelor. Depozitarea acestora la nivel celular se realizează în cloroplaste pentru pigmenţii clorofilieni, în cromoplaste pentru pigmenţii carotenoizi şi în vacuole pentru antociani, flavone, calcone, aurone etc.

Acumularea pigmenţilor în plantele floricole şi, mai ales, în flori este un proces coordonat genetic, controlul primar realizându-se la nivelul transcripţiei genelor implicate în codificarea enzimelor care catalizează biosinteza pigmenţilor. Acest proces de control este complex, putând fi implicaţi diferiţi factori interni (hormoni) sau externi (lumină, temperatură etc.).

6.1. Principalii pigmenţi din plantele floricole

Pigmenţii clorofilieni se găsesc în cantităţi mici în flori şi au fost identificaţi în cloroplastele de pe faţa inferioară a ligulelor de *Gerbera*.

Biosinteza pigmenţilor clorofilieni are loc în ciclul acidului γ-aminolevulinic, care se desfăşoară în cloroplaste. Se presupune că în acest ciclu biosintetic sunt utilizaţi aminoacidul glicină şi succinil CoA, produsă în ciclul Krebs. În prezent s-a constatat că acidul glutamic este activat prin legarea de ARNt, rezultând glutamil-ARNt, care se reduce la glutamat 1-semialdehidă. În prezenţa glutamatsemialdehid aminotransferazei, din acest compus se formează acidul 5-aminolevulinic din care se formează 2-amino-3-cetoadipatul → 5-aminolevulinatul → porfobilinogenul → uroporfobilinogenul → coproporfirinogenul → protopofirinogenul şi protoporfirina IX. Prin încorporarea în protoporfirina IX a unui ion de magneziu, în prezenţa chelaţilor, rezultă Mg-protoporfirina IX. Aceasta se transformă în

Mg-protoporfirină monometilester, Mg-2,4-divinil feoporfirină-C_5-monometilester şi, în final, Mg-2-vinil feoporfirină-C_5, care se esterifică cu fitolul: C_{20} H_{39} OH, formând clorofila *a*.

Pigmenţii carotenoizi se biosintetizează în proplastide, leucoplaste sau în cloroplastele care se transformă în cromoplaste. Acest proces de sinteză se realizează în ciclul mevalonat, în care se utilizează ca precursor acetil CoA produsă în mitocondrii şi în glioxizomi.

În prima etapă a biosintezei acestor substanţe din trei molecule de acetil CoA se formează 3-hidroxi-3-metilglutaril-CoA, în prezenţa unei enzime ce conţine fier şi chinonă. În cea de a doua etapă, catalizată de hidroximetil glutaril CoA-reductază, se formează mevalonatul. Prin decarboxilare şi fosforilare, din mevalonat rezultă izopentil pirofosfatul (C_5), din care se formează geranil pirofosfat (C_{10}), farnesil pirofosfat (C_{15}) şi geranilgeranil pirofosfat (C_{20}) care este precursorul pigmenţilor carotenoizi (McGarvey şi Croteau, 1995).

Bonk ş.a. (1997) au identificat în cromoplastele în curs de formare, din florile de *Narcissus*, prezenţa chaperoninului 60 şi a proteinelor de şoc termic (Hsp70), care sunt necesare pentru rearanjarea structurii plastidelor în cursul tranziţiei de la cloroplast la cromoplast. Aceeaşi autori au constatat că precursorii proteici ai enzimelor ciclului mevalonat: geranilgeranil-difosfat sintaza, fitoen sintaza, fitoen desaturaza şi licopen ciclaza sunt transportaţi din citoplasmă în cloroplaste. Geranilgeranil-difosfat sintaza rămâne liberă în stromă, în timp ce fitoen sintaza se asociază cu membranele tilacoide. Fitoen desaturaza şi licopen ciclaza rămân iniţial libere în stromă, iar legarea de tilacoide se face în prezenţa ATP-ului, a unui complex cu greutatea moleculară mare şi a chaperoninului (60 KDa).

Biosinteza pigmenţilor carotenoizi este coordonată de mai multe gene care codifică enzimele implicate în acest proces. Astfel, fitoen sintaza este codificată de genele PSY, fitoen desaturaza – de genele PDS, licopen ciclaza – de genele LYC, iar capsantin-capsorubin sintaza este codificată de genele CCS (Bartley şi Scolnik, 1995).

Pigmenţii carotenoizi sunt reprezentaţi de β-caroten (*Narcissus*) sau licopen (*Calendula*), care conferă florilor culoarea oranj. Florile galbene conţin în general xantofile.

Stabilitatea acestor pigmenţi este destul de mare, astfel încât culoarea florilor care conţin pigmenţi carotenoizi se modifică puţin pe parcursul perioadei de senescenţă.

Pigmenţii flavonoizi se găsesc în flori sub formă de glicozizi în care componenta glucidică este formată din D-glucoză, D-galactoză, L-ramnoză, rutinoză, L-arabinoză, xiloză etc.

Biosinteza acestor pigmenţi se realizează cu participarea mai multor cicluri biochimice. Astfel, glucoza este metabolizată în ciclul pentozo fosfat din care rezultă eritrozo-4 fosfatul. Această substanţă este utilizată în ciclul acidului shikimic unde prin condensarea cu fosfoenolpiruvatul rezultă un compus cu 7 atomi de carbon: 3-deoxi-D-arabino-heptulozonat-7-fosfatul (DHAP), din care se formează corismatul, pe următoarea cale: DAHP → 3-dihidrochinat → 3-dihidroshikimat → shikimat → corismat. La rândul său, corismatul reprezintă compusul iniţial pentru 3 cicluri: În primul ciclu se formează fenilalanina, ligninele şi flavonoidele, în cel de al doilea triptofanul, auxinele, glucozinolaţii, fitoalexinele şi alcaloizii şi în cel de al treilea – tirozina şi melaninele (Radwanski şi Last, 1995).

Enzima-cheie a ciclului acidului shikimic este fenilalaninamoniu liaza (PAL), care este legată de membrana reticulului endoplasmatic, cloroplastelor, mitocondriilor şi de membranele plasmatice (Albert ş.a., 1977).

După Martin şi Gerats (1993), enzimele implicate în biosinteza substanţelor flavonoide sunt:

- Calcon sintaza care catalizează condensarea 4-cumariol CoA şi a malonil CoA cu formarea de naringenină. Această enzimă este necesară pentru sinteza auronelor, flavanonelor, flavonelor, flavonolilor şi a antocianilor.
- Calcon izomeraza care catalizează reacţia de închidere a inelului calconelor, cu formarea de flavanone.
- Flavanon-3-hidroxilaza care catalizează hidroxilarea flavanonelor în poziţia 3, cu formarea de dihidroflavonoli.
- Dihidroflavonol-3'- hidroxilaza care catalizează reacţia de hidroxilare a flavanonelor în poziţia 3'.
- Dihidroflavonol-3'-5'-hidroxilaza, care catalizează reacţia de hidroxilare a flavanonelor în poziţiile 3' şi 5'.
- Dihidroflavonol-4-reductaza, care catalizează reacţia de reducere a dihidroflavonolilor la leucoantocianidine.
- Antocianidin sintaza, care catalizează reacţia de conversie a leucoantocianidinelor la antocianidine.
- UDP-glucozo-flavonol-3-O-glucozil transferaza, care catalizează reacţia de glicozilare a antocianidinelor şi flavonolilor în poziţia 3.

Biosinteza pigmenţilor flavonoizi este coordonată genetic. Kubasek ş.a. (1992) menţionează că în specia *Arabidopsis* au fost identificate 4 gene care intervin în acest proces, iar Martin şi Gerats (1993) precizează că au fost izolate genele structurale care codifică enzimele ce catalizează reacţiile din ciclul de biosinteză a pigmenţilor flavonoizi, care au fost clonate şi s-a studiat expresia genelor în timpul dezvoltării florilor.

Pigmentarea cu antociani a florilor din diferite specii este controlată parţial de membrii unei gene reglatoare R. Se presupune că procesul de control al antocianilor din petalele florilor este un proces complex, iar expresia genelor variază în diferitele zone ale petalelor. Astfel, Martin şi Gerats (1993) menţionează că expresia genelor care coordonează procesul de sinteză a pigmenţilor flavonoizi din petalele florilor de Petunia este mai puternică în celulele epidermei superioare şi în cele de la baza petalelor, unde şi culoarea este mai intensă.

Jackson ş.a. (1992) au constatat că expresia genelor din florile de *Antirrhynum* are loc în două etape: în prima se codifică sinteza calcon sintazei şi a calcon izomerazei şi în etapa a doua sunt codificate celelalte enzime implicate în biosinteza pigmenţilor flavonoizi.

Helariutta ş.a. (1995) au urmărit distribuţia spaţială a expresiei genelor dihidroflavonol-4-reductază şi calcon sintază în florile de gerbera. Experesia genelor dfr variază la nivelul organului floral, în funcţie de tipul de floare şi de regiunea corolei pigmentată cu antociani. În contrast, expresia genei chs pentru calcon sintază variază numai ocazional.

Sinteza este localizată în plastide pentru monomeri şi dimeri şi în vezicule existente în citoplasmă, denumite impropriu antocianoplaste, pentru produşii finali. Antocianii formaţi sunt transportaţi din aceste vezicule în vacuolă, printr-un proces de endopinocitoză, iar membranele veziculelor pot fi încorporate în tonoplast.

Acidul giberelic induce expresia genelor implicate în biosinteza pigmenţilor flavonoizi, stimulând astfel colorarea petalelor. Lumina constituie un alt factor stimulator pentru acest proces, iar temperatura optimă variază între 16–22°C pentru licopen, 26–28°C pentru clorofilă şi 25–29°C pentru caroten.

Sinteza pigmenţilor clorofilieni are loc în petalele din bobocii florali, în timp ce pigmenţii carotenoizi şi flavonici se sintetizează pe parcursul procesului de creştere a petalelor.

Principalele grupe de pigmenţi flavonoizi sunt prezentate în *figura 6.1.*

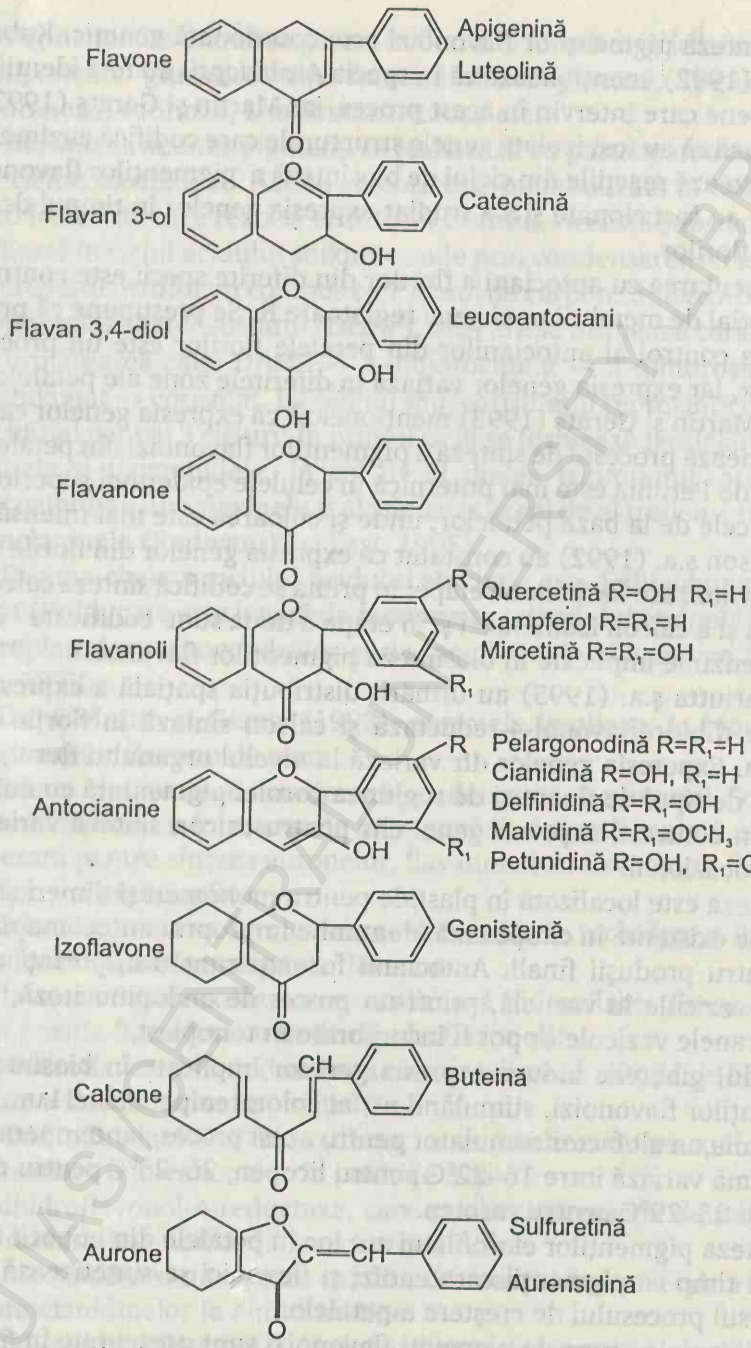

Fig. 6.1. Principalele grupe de pigmenţi flavonoizi din flori

BCU IASI CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Pigmenţii flavonoizi se găsesc în cele mai multe specii floricole. Culoarea acestora se schimbă uşor o dată cu modificarea pH-ului sau ca urmare a activităţii glucozidazelor care rup legătura dintre glucide şi aglicon. Agliconul care este instabil poate fi uşor descompus de către fenoloxidaze.

Pigmenţii antocianici sunt cei mai răspândiţi în flori, reprezentând cca 50 % din totalul pigmenţilor (Goodwin, 1965). Dintre aceştia se întâlnesc frecvent cianidina, delfinidina, malvidina, petunidina şi peonoidina.

Biolley ş.a. (1994) au analizat antocianii din mai mult de 100 de soiuri de trandafir şi au constatat că valoarea medie a cantităţii totale de antociani a fost de 60 mg/ 100 g subst. uscată, care reprezintă un amestec de cianidin-3,5-diglucozid şi pelargonidin-3,5-diglucozid. În cantităţi mici au fost determinaţi 3-monoglucozizi şi peonoidin-3,5-diglucozizi. Unele soiuri conţin aproape numai kampferol, iar altele quercetină sub formă de 3-glucozizi, 4'-glucozizi şi 3,5-ramnozizi.

Mikanagi ş.a. (1995) au analizat pigmenţii flavonoizi din 120 de soiuri de trandafiri, în care au identificat 19 flavonoli şi 6 antociani:

- 6 kampferol glicozizi: 3-glucozid (în 99 % din soiuri), 3-rutinozid (în 63 % din soiuri), 3-soforozid (în 60 % din soiuri), 3-ramnozid (în 70 % din soiuri), 7-glucozid (în 94 % din soiuri) şi 4'-glucozid (în 4 % din soiuri);
- 6 quercetin glicozizi: 3-glucozid (91 %), 3-glucuronid (62 %), 3-rutinozid (63 %), 3-soforozid (69 %), 7-glucozid (90 %) şi 4'-glucozid (4 %);
- 7 flavonoli neidentificaţi;
- 2 cianidin glicozizi: 3,5-diglucozid (68 %) şi 3-glucozid (16 %);
- 2 peonoidin glicozizi: 3,5-diglucozid (41 %) şi 3-glucozid (4 %);
- 2 antociani neidentificaţi.

Culoarea acestor pigmenţi poate fi modificată prin chelare (formarea de compuşi organo-minerali) sau ca urmare a variaţiei pH-ului.

Calconele se pot găsi ca atare sau sub formă de glicozizi şi au culoare galbenă până la oranj. Prin izomerizare pot forma flavanone.

Auronele se găsesc sub formă de glicozide. Dintre aceşti pigmenţi au fost identificaţi în flori: sulfuretinul în *Cosmos sulfureus*, aurensidinul în *Antirrhinum majus*, bacteatinul în *Helicrysum bracteatum* (Goodwin, 1976).

Tabelul 6.2. **Pigmenţii care participă la realizarea culorii caracteristice a florilor (după Goodwin, 1966)**

Culoarea	*Pigmenţii*	*Genul*
Crem	Flavone (apigenină) sau flavanoli (quercetină)	*Antirrhinum* *Dahlia*
Galbenă	Flavanoli (kampferol, quercetină) Caroteni (violaxantină) Caroten Flavanoli Aurone	*Tulipa* *Lilium* *Rosa (galben)* *Primula*
Oranj	Caroteni Antocianine (pelargonidină) Aurone	*Lilium* *Antirrhinum*
Roşie-aprins	Pelargonidină Cianidină Caroteni	*Paelargonium* *Salvia* *Tulipa*
Brună	Cianidină Caroteni	*Rosa* *Primula*
Purpuriu	Cianidină	*Begonia* *Camelia*
Roz	Peonoidină	*Peonia* *Rosa*
Mov sau violetă	Delfinidină	*Verbena*
Neagră	Delfinidină	*Tulipa*
Albastră	Cianidină + complex metal Delfinidină + copigment Delfinidină + complex metal Delfinidină + pH alcalin	*Centaurea* *Plumbago* *Delfinium* *Primula*

Flavonele şi izoflavonele sunt implicate, probabil, numai în culoarea florilor albe, dar aceşti pigmenţi pot fi oxidaţi, determinând brunificarea florilor.

Culoarea caracteristică diferitelor specii de flori se realizează după Goodwin (1966), cu participarea mai multor pigmenţi (*Tabelul 6.2*).

Stich ş.a. (1992) au constatat că soiurile de lalele lipsite de antociani, allelele recesive *aa* ale genei A întrerup ciclul de biosinteză al antocianilor între dihidroflavonoli şi leucoantocianidine. Instabilitatea soiurilor bicolore implică blocarea aceleiaşi etape şi este cauzată de allelele multiple *a*. În conformitate cu această opinie, activitatea enzimei dihidroflavonol 4-reductază lipseşte din florile de garoafe lipsite de antociani.

Petalele unor specii floricole răspândite în cultură conţin următorii pigmenţi:

Tagetes erecta: quercetagetină şi luteină
Calendula officinalis: isorhamnetină, β- şi γ-caroten, licopen
Helicrisum bracteatum: quercetin-4-glucozid
Rododendron: quercetagetin
Antirrhinum majus: auresidin, bracteatin
Primula vulgaris: quercetagetin, 6-hidroxicampferol
Dahlia variabilis: 3-hidroxicalconă, butein, sulfuretin
Cosmos sulphureus: butein, sulfuretin,
Tulipa (galbenă): kampferol, quercetin, violaxantin
Lilium (galben): kampferol, quercetin, violaxantin
Crocus (galben): kampferol, caroten, licopen

Principalii pigmenţi identificaţi în petalele florilor sunt prezentaţi în *tabelul 6.3.*

6.2. Modificarea conţinutului de pigmenţi din plantele floricole

Variaţia culorii florilor este determinată nu numai de numărul mare de pigmenţi, ci şi de copigmentare, de formarea de chelaţi şi de modificarea pH-ului.

Copigmentarea constă în combinarea antocianilor cu un glucozid flavonic sau tanin hidrolizabil, proces ce determină modificarea culorii roşii în albastru. Un exemplu de modificare a culorii prin copigmentare se constată la florile de *Primula*. Culoarea acestor flori, controlată genetic, este maro şi se datoreşte prezenţei malvidin-3-glucozidului. În copigmentare cu flavonele culoarea devine mov.

Trandafirii albaştri conţin kampferol-3-gentiobiozid, care în copigmentare cu galotaninurile formează nuanţa roşie-intens.

Chelarea antocianilor, adică formarea de complexe organo-minerale, constituie un alt factor de modificare a culorii. Astfel, florile

Tabelul 6.3. **Principalii pigmenţi identificaţi în unele specii floricole**

Denumirea aglico-nului	*Denumirea glicozidului*	*Specia floricolă*
1	*2*	*3*
Antocianidine şi antociani		
Cianidină	Antirrhină	*Antirrhinum majus*
	Cianidină-3,5-diglucozid	*Centaurea cyanus*
		Rosa gallica rubra
		Papaver rhoeas
	Crizantemină-3-glucozid	*Chrysanthemum indicum*
		Callistephus chinensis
Delfinidină	Avolanină-3,5-diglucozid	*Commelina communis*
	Delfină-3,5-diglucozid	*Salvia patens*
		Commelina communis
		Verbena hybrida
	Delfinină-3,5-diglucozid	*Delphinium consolidans*
	Gentianină-3-glucozid	*Gentiana acaulis*
	Hibiscină	*Hibiscus sabdariffa*
	Mirtilină-3-glucozid	*Viola tricolor*
	Violanină-3-ramnoglucozid	*Viola tricolor*
Hirsutidină	Hirsutină	*Primula hirsuta*
Malvidină	Ensantină-3,5-diglucozid	*Iris ensata*
	Malvină-3,5-diglucozid	*Malva sylvestris*
	Onină-3-glucozid	*Cyclamen persicum*
	Primulină-3-galactozid	*Primula sinensis*
Mirtilidină	Alteină-3-glucozid	*Althaea rosea*
Pelargonidină	Calistepină-3-glucozid	*Callisthepus chinensis*
		Aster chinensis
	Pelargonină-3,5-diglucozid	*Pelargonium zonale*
		Centaurea cyanus
		Dahlia spp. *(roşu-aprins)*
	Pelargonidin-3-gentiobiozid	*Campanula medium*
		Tropaeolum majus
		Papaver rudicaule
Peonidină	Salvianină	*Salvia splendens*
	Oxicoccianină-3-glucozid	*Viola tricolor (albastru)*
	Peoniină-3,5-diglucozid	*Paeonia officinalis*

Tabelul 6.3. (continuare)

1	2	3
Petunidină	Petunină-3,5-diglucozid (probabil)	*Petunia hybrida*
Rosinidină	Rosinidin-3,5-diglucozid	*Primula rosea*
Nudicaulidină	Nudicaulină	*Papaver nudicaule*
Flavone şi glucozizi flavonici		
Apigenină	Apigenin-4-glucozid Apigenin-7-glucuronid Cosmosiină Roifolină-7-rutinozid	*Antirrhinum majus* *Matricaria chamomila* *Dahlia variabilis* *Antirrhinum majus* *Cosmos bipinatus* *Zinnia elegans* *Dahlia variabilis* *Dahlia variabilis*
5-Hidroxiflavonă		*Primula verticillata*
Luteolină	Luteolină Luteolin-7-glucozid	*Genista tinctoria* *Antirrhinum majus* *Digitalis purpurea* *Sophora angustifolia*
Primetină	Primetină	*Primula denticulata*
Genisteină	Genisteină Genistină Soforabiozid	*Genista tinctoria* *Soja hispida* *Sophora japonica*
Irisolonă	Irisolonă	*Iris nepalensis*
Campferol	Campferol-3-arabinozid Multiflorină Sofora flavonolozid Tilirozid	*Aesculus* *Rosa multiflora* *Sophora japonica* *Tilia argentea* *Rosa canina*
Gardenină	Gardenină	*Gardenia lucida*
Izoramnetină	Izoramnetină Izoramnetin-3-glucozid Izoramnetin-3-glucoramnozid Izoramnetin triglucozid Narcisină	*Delphinium zalil* *Calendula officinalis* *Calendula officinalis* *Calendula officinalis* *Narcissus tazetta*

Tabelul 6.3 (continuare)

1	2	3
Jacediină	Jaceină	*Centaurea jacea*
Quercetagetină	Quercetagetină Tagetină	*Tagetes erecta şi patula* *Tagetes erecta*
Quercetină	Forsitia-glucozid Rutină Spireozid	*Forsithia* *Ruta graveolens* *Viola tricolor* *Forsythia* *Spirea ulmaria*
Quercetin-3,3'-dimetil ester	Quercetin-3,3'-dimetil ester	*Nicotiana tabacum*
Flavone şi flavonoli		
Liquiritigenină	Liquiritină	*Dahlia variabilis*
Soforol	Soforol	*Sophora japonica*
Calcone		
Buteină	Coreopsină	*Dahlia variabilis* *Cosmos sulphureus*
Izoliquiritige-nină	Izoliquiritină	*Dahlia variabilis*
Aurone		
Aureusidină	Aureusină	*Antirrhinum majus*
Leptosidină	Leptosină	*Coreopsis grandiflora*
Sulfuretină	Sulfureină	*Cosmos sulphureus* *Dahlia variabilis*

de *Centaurea* care au culoarea roşie şi conţin cianidin-3,5-diglucozid, prin chelarea cu ioni de fier, magneziu sau potasiu, realizează culoarea albastră.

Un alt factor important îl constituie modificarea pH-ului sucului vacuolar. Cele mai multe flori au pH-ul 5,5 şi culoarea roşie. Prin scăderea pH-ului la 4,5–5,0, culoarea se schimbă în mov, iar la pH-ul 6,2 culoarea este albastră.

Brunificarea petalelor florilor se poate datora oxidării catechinelor (flavan-3-ol) şi a leucoantocianidinelor (flavan-3,4-diol), care în final se pot polimeriza, formând complexe împreună cu alte substanţe. Compoziţia acestor complexe nu a putut fi precizată.

Goodwin (1986) apreciază că în cazul florilor, flavonele şi 3-hidroxiflavonele, în special cele care au grupări hidroxilice vecine (di-

hidroxiflavonele), sunt susceptibile la oxidare, dând naştere la pigmenţi de culoare brună. Alţi pigmenţi bruni pot rezulta din oxidarea catechinelor (flavan-3-ol), leucoantocianilor (flavan-3,4-diol) şi din polimerii lor (flavolanii). De fapt, aceşti polimeri sunt ei înşişi coloraţi.

Temperatura poate să determine modificarea culorii florilor. Astfel, Şelaru (1995) menţionează că temperatura excesivă estompează culorile. Petuniile cu florile bicolore au culoarea predominant albastră la temperatura de 30 °C şi predominant albă la 15 °C. Florile de dalie colorate în galben şi roşu au culoarea predominant roşie în timpul verii şi predominant galbenă, în timpul toamnei, când temperatura scade.

Conţinutul în pigmenţi prezintă modificări pe parcursul procesului de creştere şi maturare a florilor, modificări ce variază în funcţie de natura acestora şi de specie.

În cazul florilor a căror culoare este dată de pigmenţii antocianici, modificările de pH pot conduce la schimbarea nuanţei culorii. La multe specii floricole valoarea pH-ului are modificări mici, ceea ce permite evidenţierea procesului de acumulare a antocianilor şi de intensificare a culorii roşii.

Pe parcursul senescenţei se constată uneori acumularea pigmenţilor carotenoizi şi flavonici, însoţită de intensificarea culorii galbene.

Cercetările efectuate de Burzo ş.a. (1996), Ţinte (nepublicat) au scos în evidenţă modificările care au loc în conţinutul în pigmenţi din unele specii floricole.

Florile de *Tecoma radicans* aflate în faza de boboc au un conţinut mai mare de pigmenţi carotenoizi (235 mg/ 100 g) şi mai mic de antociani (0,29 mg/ 100 g). Pe parcursul procesului de maturare a florilor are loc creşterea conţinutului în pigmenţi carotenoizi de 3,1 ori (cu valoarea maximă în faza ce precede deschiderea bobocilor) şi a conţinutului de pigmenţi antocianici de 18,6 ori (cu maximum în faza de floare deschisă). Aceste modificări conduc la intensificarea culorii roşii a florilor.

Florile de *Hemerocallis fulva* aflate în faza de boboc au un conţinut ridicat de clorofilă şi caroteni, ceea ce le conferă o culoare galbenă-verzuie. Conţinutul de clorofilă scade în faza de maturitate de 2,3 ori în timp ce conţinutul în antociani creşte de 5,2 ori, iar cel de caroteni de 2,5 ori, culoarea petalelor fiind galbenă-roşcată. În faza de senescenţă conţinutul în caroteni creşte de 6,5 ori, iar cel de anto-

ciani de 1,1 ori faţă de valorile determinate la florile mature, ceea ce determină realizarea unei nuanţe roşcate.

La florile din specia *Gladiolus*, soiul Nova lux, se remarcă modificarea culorii de la verde-gălbui, în faza de boboc, la galben-roşcat, la florile mature şi la galben, la cele senescente, fapt evidenţiat şi de modificarea conţinutului în pigmenţi. Aceste modificări se manifestă şi în ultrastructura celulelor. În faza de boboc se remarcă prezenţa amiloplastelor şi a cloroamiloplastelor, iar în faza de senescenţă, a cromoplastelor.

Pe parcursul procesului de maturare şi senescenţă a florilor de *Narcissus pseudonarcissus*, conţinutul în pigmenţi clorofilieni şi flavonici scade de 8,4 ori şi, respectiv, de 1,2 ori, iar cel de antociani creşte de 8,4 ori.

Culoarea petalelor de *Iris germanica*, *Hibiscus syriacus* şi *Anthurium scherzerianum* este determinată de prezenţa antocianilor. În timp ce la *Anthurium* culoarea roşie se intensifică pe parcursul maturării şi al senescenţei, efect al creşterii conţinutului de antociani de 1,5 ori, la Iris se constată diminuarea conţinutului de antociani de 3,1 ori.

Petalele florilor de *Hibiscus* îşi intensifică culoarea roşie, în faza de maturitate, în timp ce în faza de senescenţă culoarea se modifică în albastru. Această modificare de culoare se datoreşte în principal creşterii valorii pH-ului, iar introducerea petalelor într-o soluţie acidă determină revenirea la culoarea roşie. Decolorarea florilor de *Hibiscus* se datorează, după Yamasaki ş.a. (1996), unor reacţii neenzimatice determinate de radicalii superoxid, reacţii în care pigmenţii joacă rolul de antioxidanţi.

Bobocii florali de *Forsythia* au cel mai mare conţinut de pigmenţi clorofilieni (6,80 mg/ 100 g) şi cel mai mic conţinut de caroteni (8,23 mg/ 100 g). Pe parcursul procesului de maturare conţinutul de pigmenţi clorofilieni scade de 2,3 ori, iar cel de pigmenţi carotenoizi creşte de 3,8 ori. Concomitent are loc şi acumularea de pigmenţi flavonici, ceea ce determină realizarea unei culori galbene-intens.

Trandafirii din specia *Rosa poliantha hybrida*, soiul Circus, au o modificare caracteristică a culorii pe parcursul procesului de maturare şi senescenţă. Astfel, în faza de boboc culoarea roşie este determinată de conţinutul ridicat de pigmenţi antocianici (9,69 mg/ 100 g) şi scăzut de pigmenţi carotenoizi (1,06 mg/ 100 g). La maturitate culoarea petalelor este galbenă-roşcată şi este determinată de scăderea conţinutului de antociani de 3,0 ori şi de creşterea celui de caroteni

Tabelul 7.3. **Modificarea conţinutului în pigmenţi din petalele unor specii floricole, mg/ 100 g**

Genul şi specia	*Faza de maturitate*	*Clorofilă*	*Caroten*	*Flavone*	*Antociani*
Anthurium scherzerianum	boboc	0	0	0	23,94
	matur	0	0	0	30,78
	senescent	0	0	0	36,13
Forsythia viridisima	boboc	6,80	8,23	–	0
	matur	2,90	31,40	31,40	0
	senescent	0,20	32,10	–	0
Gladiolus spp. Nova lux	boboc	16,87	0,15	0	1,35
	matur	0	0,50	0	2,45
	senescent	0	0,84	0	0,93
Hemerocallis fulva	boboc	8,09	2,15	0	0,58
	matur	3,57	5,41	0	3,02
	senescent	0	32,75	0	3,39
Hibiscus syriacus	boboc	0	0	0	8,84
	matur	0	0	0	9,65
	senescent	0	0	0	4,07
Iris germanica	boboc	0	0	0	12,46
	matur	0	0	0	8,03
	senescent	0	0	0	3,89
Lonicera japonica	boboc	0	0	0	0,58
	matur	0	0	0	3,02
	senescent	0	10,09	0	3,39
Narcissus pseudonarcissus	boboc	49,00	1,94	31,70	0
	matur	5,14	12,36	27,45	0
	senescent	0,24	16,34	26,54	0
Paeonia officinalis	boboc	0	0	0	6,41
	matur	0	0	0	6,84
	senescent	0	0	0	6,56
Rosa poliantha var. *Circus*	boboc	0	1,06	0	9,64
	matur	0	11,18	0	3,15
	senescent	0	26,46	0	2,11
Syringa vulgaris	boboc	0	0	0	9,18
	matur	0	0	0	6,64
	senescent	0	0	0	2,79

de 10,5 ori. În faza de senescenţă culoarea petalelor devine galbenă, datorită creşterii conţinutului de pigmenţi carotenoizi de 29,9 ori şi scăderii celui de antociani de 4,5 ori.

Biolley şi Jay (1993) au determinat pigmenţii din 15 soiuri de trandafir şi au constatat că antocianii variază între 4 şi 190 mg/ 100 g substanţă uscată, iar flavonolii între 8 şi 136 mg/ 100 g subst. proaspătă. Valoarea pH-ului din celulele epidermice exterioare a variat între 3,6 şi 5,4.

Weiss ş.a. (1995) au cercetat procesul de colorare a florilor de *Petunia* şi au constatat că anterele şi corola sintetizează gibereline (GA_1, GA_4 şi GA_9), care stimulează sinteza calcon sintazei, precum şi pigmentarea petalelor. Acest proces necesită coordonarea expresiei a cel puţin 13 gene structurale. Acidul abscisic are un rol opus giberelinelor, inhibând pigmentarea florilor intacte, iar în cazul florilor detaşate inhibă activarea calcon sintazei de către gibereline.

Moscovici ş.a. (1996) au constatat că lumina este necesară pentru expresia genelor calcon sintazei din florile de Petunia şi deci pentru sinteza antocianilor. Reacţiile la durata, intensitatea şi spectrul luminii sunt mediate de fitocromul din frunze şi sepale, iar fotosinteza nu contribuie semnificativ la aceste reacţii de răspuns.

Jull ş.a. (1996) afirmă că în cazul florilor de Petunia, culoarea roşie până la violet se datorează expresiei genelor hf şi mf care controlează sinteza pigmenţilor antocianici, în timp ce genele independente, codominante Ph_1 şi Ph_2, controlează pH-ul celular.

BCU IAŞI/CENTRAL

Capitolul 7
Maturarea şi senescenţa florilor

Maturarea şi senescenţa reprezintă două etape din viaţa florilor în care au loc modificări profunde ale proceselor fiziologo-biochimice şi ale ultrastructurii celulelor.

Maturarea constituie etapa de vârf din ciclul vital, etapă în care florile realizează însuşirile specifice de mărime, culoare, parfum etc. caracteristice speciei şi soiului şi în care plantele dau naştere la seminţe formând generaţiile următoare.

Senescenţa reprezintă o continuare a fazei de maturitate, ce se caracterizează prin intensificarea proceselor de biodegradare, prin deprecierea însuşirilor calitativ-comerciale şi prin moartea florilor. În cazul florilor anuale, senescenţa reprezintă un proces dramatic, urmat de moartea întregii plante. Senescenţa florilor bienale şi perene este urmată doar de moartea unor organe: flori, frunze sau tulpini.

Senescenţa, cum a definit-o Watade (1984), este o continuare a procesului de maturare, care conduce la moartea plantei. După Rhodes (1980), este stadiul final ontogenetic în care au loc schimbări esenţiale ireversibile, iar după Lieberman (1983), o continuare a procesului de maturare, în care predomină reacţiile de biodegradare.

Altvorst şi Bovy (1995) consideră că senescenţa petalelor florilor reprezină un proces de dezvoltare bine reglat, ce necesită expresia activă a genelor şi sinteza proteinelor. Modificările biochimice asociate cu senescenţa petalelor de garoafe include creşterea activităţii enzimelor hidrolitice, biodegradarea macromoleculelor, creşterea intensităţii procesului de respiraţie şi de biosinteză a etilenei.

Cercetările aprofundate cu privire la modificările fiziologice, biochimice şi ultrastructurale care au loc în timpul maturării şi senescenţei au fost efectuate la *Ipomoea tricolor*. Florile din această specie parcurg fazele de maturitate şi senescenţă într-o singură zi: florile se deschid dimineaţa, rămân deschise până la prânz, după ce corola îşi

pierde turgescenţa, îşi modifică culoarea, se desprind de receptacul şi cad.

Prin cunoaşterea fiziologiei procesului de maturare şi senescenţă, se poate interveni prin diferite mijloace tehnologice pentru inhibarea acestui proces, asigurându-se florilor o longevitate mai mare.

7.1. Controlul procesului de maturare şi de senescenţă

Iniţierea procesului de maturare este programată genetic, iar realizarea acestuia este asigurată de expresia genelor care codifică un ARNm specific pentru sinteza protein-enzimelor implicate în acest proces.

Woodson ş.a. (1989) au constatat că senescenţa garoafelor este asociată cu modificări dramatice în expresia a două clase de gene. Unele codifică un ARNm care se acumulează înainte de maximumul etilenei, iar altele un ARNm ce se acumulează în timpul climactericului etilenei.

Rhodes (1973) a dovedit că proteinele ce se biosintetizează în timpul maturării au o greutate moleculară diferită faţă de cele existente anterior şi presupune că acestea reprezintă noile protein-enzime necesare pentru desfăşurarea procesului respectiv. Rezultă astfel că în timpul maturării şi senescenţei petalelor au loc atât biosinteze, cât şi biodegradări ale substanţelor proteice.

Dilley (1972) a constatat că inhibarea sintezei ARN-ului prin tratarea cu actinomicină D a determinat blocarea procesului de maturare, iar aplicarea acestui tratament după iniţierea procesului de maturare nu a avut nici un efect, ceea ce a dovedit că procesul de biosinteză a ARNm are loc într-o fază timpurie a maturării. În această fază are loc şi biosinteza enzimelor. Tratamentele cu ciclohexemidă (inhibitor al sintezei proteinelor), efectuate după declanşarea procesului de maturare, nu au avut efect inhibitor asupra procesului de maturare.

Woodson (1987) a precizat că declanşarea procesului de maturare la petalele de *Dianthus* este asociată cu modificarea unui ARNm specific, iar în petalele florilor de *Hibiscus* – cu intensificarea procesului de sinteză a proteinelor.

Senescenţa florilor este însoţită şi de modificarea activităţii unor enzime (Hobson, Nichols, 1977), de biosinteza "de novo" a acestora (Winkembach şi Matile, 1970), precum şi de creşterea numărului de

poliribozomi, legată de sinteza enzimelor implicate în biosinteza etilenei (Bufler ş.a., 1986).

Datorită faptului că sinteza protein-enzimelor în procesul de maturare are loc în concordanţă cu informaţia genetică transmisă prin ARNm, se pune întrebarea: care este semnalul ce determină modificarea informaţiei genetice şi care este orologiul biologic ce încadrează acest proces în timp.

7.2. Rolul hormonilor în procesul de maturare şi de senescenţă

Etilena, considerată drept hormonul de maturare al plantelor, este o substanţă biologic activă produsă de ţesuturile vegetale.

Ciclul de biosinteză a etilenei a fost studiat de Adams şi Young (1984), care au constatat că principalul precursor al etilenei îl constituie metionina, iar compuşii intermediari ai acestei sinteze sunt S-adenozil metionina (SAM) şi acidul 1-ciclopropan-1-carboxilic (ACC). S-adenozil metionina constituie şi precursorul poliaminelor (spermină, spermidină), care sunt substanţe cu efect antagonist faţă de etilenă, inhibând procesul de maturare şi senescenţă (Leshem ş.a.,1986). Nu se cunoaşte încă mecanismul care reglează transformarea S-adenozil metioninei în etilenă sau în poliamine.

ACC-sintaza este enzima care catalizează transformarea S-adenozil metioninei în acid 1-ciclopropan-1-carboxilic şi reprezintă totodată punctul nodal pentru intervenţii tehnologice în scopul dirijării procesului de biosinteză a etilenei. Tratamentele cu aminoetoxivinil glicină sau cu acid aminooxiacetic inhibă activitatea ACC-sintazei şi deci biosinteza etilenei (Veen, 1987).

Acumularea ACC-ului în petalele florilor de *Dianthus* a fost însoţită de creşterea ritmului de biosinteză a etilenei (Bufler ş.a., 1987), iar Peiser (1986) a constatat că activitatea enzimei ACC-sintază a crescut în petalele florilor de *Dianthus* aflate în faza de climacteric. Activitatea ACC-sintazei este stimulată de auxină, care intensifică biosinteza etilenei. Prezenţa complexului calmodulin-calciu, lezarea mecanică a ţesuturilor, îngheţul, stresul produs de secetă etc. stimulează activitatea ACC-sintazei, biosinteza etilenei şi procesul de maturare a florilor (Leshem ş.a., 1986).

Transformarea ACC-ului în etilenă este inhibată de temperaturile coborâte, ionii de calciu şi de argint. După Lieberman (1983), ionii de

argint previn acţiunea etilenei de stimulare a maturării şi senescenţei, probabil, prin interferenţa cu receptorii acesteia.

În ultima etapă a ciclului de biosinteză, are loc transformarea ACC-ului în etilenă, reacţie catalizată de enzima ACC oxidază, denumită şi enzima formatoare a etilenei (EFE). Activitatea acestei enzime este scăzută în petalele de *Dianthus* aflate în faza de preclimacteric şi creşte în timpul fazei de senescenţă (Mor şi Red, 1980; Cook ş.a., 1985). În contrast, în petalele florilor de *Hibiscus, Tradescantia* şi *Ipomoea* care posedă această enzimă în stare activă, ACC-ul este oxidat rapid la etilenă (Borochov şi Woodson, 1989), cantitatea formată fiind relativ constantă.

Activitatea enzimei ACC oxidază "in vivo" este dependentă de temperatură (Borochov ş.a., 1985) şi de prezenţa oxigenului (Kouse ş.a., 1980).

Biosinteza etilenei este sub control genetic şi are loc în anumite faze de dezvoltare a florilor (Young şi Hoffman, 1984). Have şi Woltering (1997) au constatat că pe parcursul vieţii de vas şi după tratarea garoafelor din soiul *White Sin* cu etilenă s-a observat expresia genelor specifice, mai întâi, în ovar, apoi în stil şi petale. Expresia genelor ACC oxidazei a fost identificată în toate ţesuturile florii, precum şi expresia a două gene ale ACC sintazei. Între sinteza etilenei şi expresia genelor ACC sintazei (CARAS1) din stil s-a constatat existenţa unei corelaţii reduse, ceea ce sugerează că acest proces este reglat la nivelul translaţiei sau că produsul genelor CARAS1 necesită pentru activare un factor adiţional.

Experienţele efectuate de Mayak ş.a. (1981, 1984, 1986) au precizat că membranele microzomiale din petalele florilor de garoafe sunt capabile de producerea etilenei prin oxidarea ACC-ului. Reacţia este dependentă de temperatură şi are intensitatea maximă la 35°C.

Leshem ş.a. (1986) au cercetat calea de formare a etilenei din acizi graşi nesaturaţi. În urma acţiunii fosfolipazelor asupra fosfolipidelor care alcătuiesc membranele plasmatice şi ale organitelor celulare rezultă acizi graşi nesaturaţi. Aceştia sunt descompuşi în prezenţa lipoxigenazei în hidroperoxizi ai acizilor graşi nesaturaţi, care sunt biodegradaţi în continuare cu formare de radicali liberi, aldehidă malonică, acid jasmonic şi hidrocarburi: etilenă, etan, pentan etc.

Procesul de descompunere a fosfolipidelor membranale şi a acizilor graşi este accelerat de prezenţa complexului calmodulin-calciu, care stimulează activitatea fosfolipazelor şi a lipoxigenazei.

Procesul de maturare şi senescenţă este asociat la unele specii floricole cu creşterea cantităţii de etilenă produsă de flori. În funcţie de prezenţa sau absenţa unui maxim de sinteză a etilenei în faza de maturare, florile pot fi clasificate în climacterice şi neclimacterice.

Young (1987) a precizat că în cazul speciilor floricole climacterice, în ţesuturile vegetale există un proces de autocataliză, care determină stimularea procesului de biosinteză a etilenei şi de producere a dioxidului de carbon în procesul de respiraţie. Deoarece expunerea la etilenă a petalelor de garoafe aflate în faza de preclimacteric stimulează biosinteza acestui hormon, este posibil ca etilena să intensifice activitatea enzimelor implicate în proces. După Bufler şi Mor (1980), procesul autocatalitic de sinteză a etilenei se datoreşte efectului regulator al acestui hormon asupra enzimei ACC sintază, care catalizează reacţia de transformare a S-adenozil metioninei în acid 1-ciclopropan-1-carboxilic. Aceste consideraţii sunt susţinute de faptul că tratamentele cu etilenă efectuate la florile de *Dianthus* au avut ca rezultat creşterea de 90–100 de ori a activităţii ACC-sintazei din petale (Mor, 1985), iar tratamentele cu substanţe care au blocat biosinteza acestui hormon (aminoetoxivinilglicină) sau acţiunea sa (tiosulfatul de argint) prelungeşte durata de menţinere a calităţii florilor după recoltare (de ex., garoafe).

Kende şi Baumgartner (1974) consideră că producerea autocatalitică a etilenei se datoreşte în principal efectului pe care îl are acest hormon asupra permeabilităţii membranelor plasmatice. Prin creşterea permeabilităţii membranelor plasmatice este afectată compartimentarea celulară, enzimele ajung în contact cu substratul, iar procesele metabolice, inclusiv biosinteza etilenei, se intensifică.

Van Altvorst şi Bovy (1995) consideră că procesul de sinteză a etilenei are loc în citoplasmă, iar acţiunea acesteia se manifestă în urma legării de un receptor. Ca urmare, acţiunea etilenei se datorează nu numai creşterii concentraţiei acesteia, ci şi măririi sensibilităţii ţesuturilor la acţiunea acestui hormon. Young (1987) menţionează că sporirea sensibilităţii ţesuturilor la acţiunea etilenei se poate datora interacţiunii dintre situsul de legare şi un factor de sensibilitate (Reid, 1998), fie modificării balanţei hormonale.

Efectul etilenei se manifestă numai dacă concentraţia acesteia depăşeşte un anumit prag. După Rhodes (1980), acest nivel de prag variază în funcţie de organul plantei între 0,1 şi 3,00-ppm.

Grierson (1985) consideră că etilena induce apariţia unui ARNm ce determină sinteza unor enzime specifice. Acestea catalizează une-

le reacţii biochimice care însoţesc procesul de maturare şi de senescenţă. Până în prezent nu s-a precizat însă calea prin care etilena poate controla sinteza ARNm.

Leshem ş.a. (1986) au elaborat un nou concept asupra rolului etilenei în procesul de maturare, considerând că acest hormon determină trecerea de la ciclul respirator normal (cianidin sensibil) la ciclul respirator alternativ (cianidin intensiv). În ciclul respectiv, energia nu se mai acumulează sub formă de energie biochimică, ci este eliminată sub formă de energie calorică. În lipsa energiei biochimice încorporată în legăturile macroergice ale ATP-ului, procesele de biosinteză, în special reînnoirea proteinelor, scad ca intensitate, ceea ce determină trecerea la faza de senescenţă.

Dinamica procesului de biosinteză a etilenei în florile climacterice evidenţiază, după Maxie ş.a. (1973), existenţa a trei faze. În prima ritmul de biosinteză a etilenei este redus, în cea de a doua are loc o accelerare a acestui proces şi realizarea unui maximum climacteric, pentru ca în faza a treia să se constate diminuarea ritmului de sinteză a acestui hormon. Intensificarea biosintezei etilenei, deci realizarea fazei a doua, se obţine prin tratamente cu etilenă, cu acid abscisic, prin polenizare, şi poate fi inhibată prin creşterea concentraţiei de dioxid de carbon, scăderea celei de oxigen şi prin tratamente cu inhibitori ai etilenei.

Dacă etilena pare să aibă un rol deosebit în inducerea senescenţei la florile climacterice, rolul acesteia pare să fie minor pentru florile neclimacterice ca: gerbera, crizanteme, stânjenei etc.

Sensibilitatea florilor la acţiunea etilenei în concentraţie de 3 ppm timp de 22–24 de ore la 20 °C variază, după Woltering, conform datelor prezentate în *tabelul 7.1.*

Lezarea ţesuturilor florilor de către ciupercile parazite determină producerea de elicitori care conduc la formarea unui factor transmisibil de senescenţă (probabil ACC) în stil (Hoekstra şi Weges, 1986), care induce senescenţa rapidă a florilor.

Sanders ş.a. (1986) au constatat că plantele superioare pot metaboliza etilena. Acest proces este catalizat de enzima monooxigenază şi are loc în prezenţa oxigenului şi a nicotinamid dinucleotidfosfatului redus. Oxidul de etilenă rezultat este convertit enzimatic sau neenzimatic la etilenglicol.

Abeles (1987), sintetizând rezultatele cercetărilor cu privire la rolul etilenei, menţionează următoarele efecte:

Stimulează procesul de respiraţie.

Tabelul 7.1. **Sensibilitatea diferitelor specii floricole la acţiunea etilenei**

Aconitum napellus	Xxxx	*Eremurus*	x
Agapanthus africanus	Xxxx	*Gladiolus colvilii nanus*	xx
Allium azureum	Xx	*Gomphrena globosa*	x
Antirrhinum majus	Xxx	*Gypsophila paniculata*	xxxx
Asclepias tuberosa	Xxx	*Kniphofia*	xxxx
Bouvardia	Xxxx	*Matthiola*	xxx
Campanula pyramidalis	Xxxx	*Phlox paniculata*	xxxx
Centaurea cyanus	X	*Physostegia virginiana*	xxxx
Chelone	Xxx	*Saponaria*	xxxx
Clarkia elegans	Xx	*Scabiosa caucasia*	xxx
Crocosmia (X) crocosmiiflora	Xx	*Silene armeria*	x
Dahlia	X	*Trachelium*	xxxx
Delphinium ajacis	Xxxx	*Triteleia*	x
Dianthus barbatus	Xxxx		

X – viaţa de vas redusă cu 10 %, xxx – viaţa de vas redusă cu 50–100 %.

Inhibă procesul de fotosinteză şi de transpiraţie prin reducerea deschiderii stomatelor şi scade conţinutul în clorofilă.

Inhibă diviziunea celulelor şi încorporarea timitidinei în AND.

Intensifică activitatea unor enzime ca: celulază, etilenmonooxigenază, poligalacturonază, clorofilază, invertază.

Creşte permeabilitatea membranelor plasmatice.

În cazul speciilor neclimacterice, cum sunt *Gerbera* şi *Cyclamen*, conţinutul în etilenă al ţesuturilor rămâne aproape constant. Intensificarea biosintezei etilenei s-a constatat numai după polenizarea florilor, aşa ca la *Cyclamen*.

Speciile climacterice prezintă o intensificare a biosintezei etilenei în faza de maturitate, aşa cum este cazul florilor de *Dianthus, Ipomoea, Petunia* şi *Gladiolus*. Aplicarea de tratamente cu etilenă la florile speciilor climacterice determină intensificarea biosintezei etilenei, aşa cum a constatat şi Mayak (1977), în cazul florilor de garoafe.

Efectul etilenei asupra florilor, pe parcursul procesului de transport, manipulare şi păstrare temporară a constituit obiectul a nume-

roase cercetări care au condus la concluzia că acest hormon stimulează procesul de senescenţă.

În prezent se acceptă ideea că biosinteza etilenei se intensifică în timpul senescenţei în stil, ovare, receptacul şi petale, ceea ce are un efect stresant asupra petalelor de garoafe, determinând ofilirea ireversibilă a acestora în 1–2 zile (Pech ş.a., 1978).

Expunerea florilor de garoafe la etilenă accelerează pierderea apei şi senescenţa petalelor (Lieberman, 1983). Aceasta se datoreşte faptului că etilena determină creşterea permeabilităţii membranelor plasmatice, scăderea conţinutului în acizi graşi nesaturaţi şi fluidizarea constituenţilor membranali.

Tratarea florilor cu acid 1-ciclopropan-1-carboxilic, precursorul etilenei, a avut ca rezultat creşterea producţiei de etilenă şi accelerarea procesului de îmbătrânire, însoţite de o creştere a fluidităţii membranelor. Capacitatea etilenei exogene de a produce senescenţa petalelor de garoafe este dependentă de concentraţia hormonului şi de durata de expunere. Răspunsul variază în funcţie de vârsta fiziologică a ţesuturilor florilor şi de starea acestora.

Sensibilitatea petalelor la acţiunea etilenei creşte în funcţie de vârstă, astfel încât, cu cât petalele sunt mai în vârstă, cu atât îmbătrânesc mai repede, la concentraţii mai scăzute a etilenei. Prezenţa citochininelor şi a zaharozei duc la scăderea sensibilităţii petalelor la acţiunea etilenei. De asemenea, temperaturile ridicate, temperaturile scăzute şi stresul hidric la florile tăiate sporesc sensibilitatea la acţiunea etilenei. În acelaşi timp, stresul hidric din culturile de garoafe măresc rezistenţa la acţiunea etilenei.

Ceilalţi hormoni vegetali au o acţiune diferită:

– **Citochininele** sunt considerate substanţe stimulatoare de creştere, dar care au un efect inhibitor asupra procesului de maturare şi senescenţă, în special al frunzelor. Senescenţa petalelor florilor este însoţită de micşorarea conţinutului de citochinine endogene. Astfel, citochininele din petalele florilor de trandafir scad cantitativ pe măsură ce acestea îmbătrânesc (Mayak şi Halevy, 1970). Rezultate similare a obţinut Staden (1989), constatând scăderea conţinutului în citochinine: trans zeatină, trans ribozilzeatină, dihidrozeatină, glucozilzeatină, isopenteniladenină şi isopenteniladenozină din petalele, staminele şi ovarul florilor de garoafe.

Aplicarea tratamentelor cu citochinine întârzie apariţia simptomelor de senescenţă la garoafe. Din această cauză se apreciază că au un efect inhibitor asupra procesului de senescenţă, dar mecanismul de

acţiune a citochininelor nu este bine cunoscut. Eisinger (1977) consideră că scăderea conţinutului de citochinine reprezintă un semnal pentru biosinteza etilenei. S-a constatat, de asemenea, că citochininele pot să reducă ritmul de peroxidare a lipidelor membranale şi formarea etilenei pe această cale şi pot să descompună radicalii liberi (Leshem ş.a., 1979). Mor ş.a. (1983) au precizat că petalele de garoafe tratate cu citochinine nu au fost capabile să transforme ACC-ul în etilenă.

Cook ş.a. (1985) au constatat că tratamentele cu benzilaminopurină efectuate la florile de garoafe au determinat inhibarea activităţii ACC sintazei, precum şi a ACC oxidazei. Se presupune că citochininele nu inhibă direct activitatea acestor enzime, ci inhibă procesul de biosinteză a lor.

Este posibil ca, pe lângă inhibarea biosintezei etilenei, citochininele să aibă şi rolul de a micşora sensibilitatea petalelor faţă de etilenă. În sprijinul acestei idei, Eisinger (1977) menţionează că petalele tratate cu benzilaminopurină sunt mai puţin sensibile la acţiunea etilenei exogene, iar citochininele pot constitui pentru petalele florilor un factor natural de antisenescenţă (Cook ş.a., 1985).

Staden (1995) a constatat că în garoafe există mai multe citochinine, dar dintre acestea dihidrozeatina care este saturată şi mai stabilă la oxidare este cea mai importantă substanţă hormonală cu rol inhibitor asupra procesului de senescenţă. Se apreciază, de asemenea, că între citochinine care se sintetizează în rădăcini şi auxină care se sintetizează în organele aeriene există o interacţiune, iar după recoltare, când florile sunt detaşate de pe rădăcini, se poate produce o modificare a balanţei dintre aceşti doi hormoni, iar auxina să stimuleze sinteza etilenei.

Leshem ş.a. (1979) menţionează că citochininele reduc vătămările provocate de stresul hidric la garoafe, iar Mayak şi Halevy (1974) susţine că citochininele îmbunătăţesc absorbţia apei de către tijele florilor de trandafir.

Efectul citochininelor este dependent de concentraţia hormonului, concentraţiile mari având un efect fitotoxic.

În prezent nu se cunoaşte bine calea prin care se realizează acţiunea citochininelor, de inhibare a acţiunii etilenei (Staden, 1989).

– **Acidul abscisic** are o acţiune stimulatoare asupra procesului de senescenţă, grăbind apariţia climactericului etilenei. Tratamentele cu acid abscisic grăbesc senescenţa florilor de garoafe (Mayak şi Dilley,

1976) şi trandafiri (Mayak şi Halevy, 1972), iar petalele florilor sunt mai sensibile la acţiunea etilenei endogene (Raven şi Mayak, 1981).

Conţinutul de acid abscisic din petalele florilor de trandafiri (Borochov ş.a., 1976) şi de garoafe (Nowak şi Veen, 1982) creşte în timpul fazei de senescenţă. Mayak şi Dilley (1976) consideră că acumularea acidului abscisic în timpul senescenţei petalelor de garoafe a fost mediată de acţiunea etilenei, deoarece această acumulare poate fi întârziată prin aplicarea de tratamente cu dioxid de carbon.

Acidul abscisic se acumulează, mai ales, în gineceu şi realizează un maximum la înflorit. Bianca ş.a. (1991) au constatat că în momentul recoltării florilor de trandafir, conţinutul de acid abscisic din gineceu este mai mare ca cel din androceu. În timpul păstrării florilor de trandafir în vas, conţinutul de acid abscisic din gineceu rămîne aproape constant, în timp ce în androceu are loc acumularea acestui hormon, care depăşeşte conţinutul din gineceu. În felul acesta androceul poate juca rolul unei surse de acid abscisic, mai ales în timpul senescenţei.

– Implicaţiile **auxinei** în procesul de senescenţă a florilor este mai puţin clar. Acest hormon inhibă senescenţa florilor de *Poinsetia*. Concentraţiile mici de auxine sintetice (4–20 mg/l 2,4-D) stimulează sinteza etilenei şi accelerează procesul de senescenţă (Sacalis şi Nichols, 1980), în timp ce concentraţiile mari (500 mg/ l) întârzie senescenţa şi inhibă sinteza etilenei, căderea florilor de la plantele de *Poinsetia*. Cantitatea de auxine endogene din florile de Poinsetia se micşorează în funcţie de vârstă, iar în faza de senescenţă are loc creşterea activităţii enzimei auxin oxidază şi a conţinutului de apă oxigenată. Gilbart şi Sink (1971) presupun că auxina determină sinteza peroxidazelor, enzime care pot inhiba acumularea peroxizilor liberi şi totodată procesul de senescenţă. În cazul florilor de garoafe, auxinele induc sinteza etilenei şi determină senescenţa petalelor. Rezultate similare au obţinut Harel ş.a. (1989) în cercetările efectuate cu flori de *Petunia*. Tratamentele cu auxină au determinat intensificarea procesului de biosinteză a etilenei, cele mai mari cantităţi fiind produse de sepale şi tijele florale. Autorii consideră că auxina din tijele florale ar putea regla senescenţa corolei. Yang (1980) consideră că auxina stimulează activitatea ACC-sintaze în ţesuturile verzi, determinând prin aceasta intensificarea producerii de etilenă. Ca urmare, este posibil ca auxina originală în tulpină şi frunzele verzi să regleze procesul de senescenţă al florilor.

– **Giberelinele** au un rol neclar în controlul senescenţei florilor. Acidul giberelic reglează procesul de creştere a petalelor de garoafe şi întârzie procesul de senescenţă. Tratamentele cu citochinine au inhibat apariţia senescenţei la florile de *Lilium longiflorum* (Kelly şi Schlamp, 1964), au avut efect mic sau nul la orhidee (Ardetti, 1979), dar nu au avut nici un efect în cazul garoafelor (Nicols, 1968).

Cercetările efectuate de Lukaszewska (1995) au stabilit că adăugarea acidului giberelic la soluţia de păstrare a florilor de lalele determină translocarea acesteia prin tija florală şi prin frunze.

– **Polenizarea** are ca rezultat intensificarea rapidă a procesului de senescenţă a florilor, care se manifestă prin simptome ce variază în funcţie de specie. Astfel, polenizarea poate determina ofilirea petalelor la florile de garoafe (Nichols, 1977) şi petunii (Lovell ş.a., 1987), biosinteza antocianilor în florile de Cymbidium (Arditti şi Flick, 1979), căderea petalelor la florile de gura-leului şi muşcată (Walner ş.a., 1979).

Nichols (1977) a precizat că polenizarea florilor de garoafe determină ofilirea ireversibilă a petalelor după 1–2 zile, în timp ce petalele florilor nepolenizate se ofilesc în 6–7 zile de la recoltare.

Cea mai mare cantitate de etilenă este sintetizată în stil, rezultat al traumatismului produs de creşterea tubului polinic. Cu cât numărul de grăuncioare de polen care germinează pe stigmat este mai mare, cu atât biosinteza etilenei este mai intensă, iar ritmul de ofilire mai rapid. Jones şi Woodson (1997) au studiat procesul de sinteză a etilenei de către stilul florilor de garoafe polenizate şi au constatat existenţa a trei maxime. Florile nepolenizate produc două maxime ale etilenei, corespunzătoare cu maximele 1 şi 3 de la pistilele polenizate. Autorii consideră că acest al doilea maxim este responsabil de inducerea senescenţei corolei de către polenizare, cât şi pentru dezvoltarea ovarului.

Halevy ş.a. (1984) au cercetat instalarea procesului de senescenţă la florile polenizate şi nepolenizate de *Phalaenopsis* la care germinarea polenului începe după 5–6 zile de la polenizare, iar fecundarea după 40 de zile. Simptomele vizibile de senescenţă au putut fi detectate după o zi de la polenizare, înainte de formarea tubului polinic şi apariţia stresului produs de acesta.

Burg şi Dijkman (1967) consideră că auxina din polen este factorul principal care stimulează biosinteza etilenei. Mai recent Reid ş.a. (1984) au constatat că aplicarea de auxine la florile de garoafe nu intensifică biosinteza etilenei, dar acest proces este stimulat de aplica-

rea ACC-ului (Whitehead ş.a., 1983), polenizarea inducând, probabil, în prima etapă difuzia ACC-ului din polen în stigmat, apoi biosinteza etilenei.

Larsen ş.a. (1995) au constatat că intensificarea sintezei etilenei de către florile polenizate de garoafe se datorează într-o măsură mai mică creşterii tubului polinic.

Peach ş.a. (1987) au constatat că polenizarea florilor de *Petunia* a fost urmată de creşterea activităţii ACC sintazei din stigmat şi stil, formarea unui ARNm şi biosinteza "de novo" a proteinelor. După polenizare, în ţesutul stilului se biosintetizează acizi graşi cu lanţul scurt (octanoic şi decanoic), care sunt transportaţi la petalele florilor de *Phalaenopsis*, unde favorizează procesul de inducere a senescenţei prin creşterea sensibilităţii acestora la etilenă (Whitehead şi Halevy, 1989).

7.3. Modificări care au loc pe parcursul procesului de maturare şi de senescenţă

Pe parcursul procesului de maturare şi senescenţă a florilor au loc numeroase modificări de natură: fiziologică, biochimică şi ultrastructurală.

7.3.1. Modificări fiziologice care au loc pe parcursul procesului de maturare şi de senescenţă

Pe parcursul maturării şi senescenţei florilor s-au constatat modificări evidente ale proceselor fiziologice, ce se referă la reînnoirea proteinelor, activitatea enzimatică, acumularea peroxizilor, intensitatea procesului de respiraţie, transpiraţie etc.

Proteinele citoplasmatice şi membranale prezintă modificări specifice pe parcursul perioadei de maturare şi senescenţă. Conţinutul în proteine din petalele florilor scade pe parcursul procesului de senescenţă (Borochov ş.a., 1976 ; Woodson şi Handa, 1987), ca urmare a activităţii proteazelor, iar aminoacizii rezultaţi, inclusiv metionina care este precursorul etilenei, pot fi depozitaţi temporar în vacuole.

Prezenţa proteinelor în membranele plasmatice micşorează fluiditatea lipidelor în mod similar cu sterolii. Borochov ş.a. (1986) au constatat că pe măsura îmbătrânirii membranelor plasmatice, conţinutul de proteine al acestora scade, iar numărul de grupări tiol şi cantitatea de proteine care conţin aceste grupări se micşorează semnificativ pe

parcursul îmbătrânirii membranelor plasmatice, din celulele petalelor de garoafe.

Modificarea fluidităţii membranelor plasmatice are repercusiuni şi asupra activităţii enzimelor legate de membrane, asupra accesibilităţii hormonilor la receptorii lor (Adam ş.a., 1983). Brown ş.a. (1986) menţionează că numărul receptorilor pentru etilenă din membranele plasmatice scad în proporţie de 90 % în timpul instalării procesului de senescenţă a petalelor şi ajung la zero după ofilire.

Reînnoirea proteinelor citoplasmatice este un proces esenţial pentru menţinerea viabilităţii celulelor. Acest proces include şi reînnoirea protein-enzimelor sau biosinteza "de novo" a enzimelor implicate în procesul de senescenţă.

Thiman (1980) a constatat că în ţesuturile senescente se desfăşoară un proces de biodegradare a AND-ului, ceea ce determină ca procesul de transcripţie şi biosinteza proteinelor să nu mai poată avea loc.

În fazele incipiente ale procesului de senescenţă a florilor se constată intensificarea activităţii proteazelor, biodegradarea proteinelor şi acumularea aminoacizilor liberi rezultaţi din acest proces (Medina ş.a., 1982).

Activitatea ribonucleazei are un rol deosebit în evoluţia procesului de senescenţă, urmare a faptului că determină biodegradarea acizilor nucleici şi, în consecinţă, diminuarea şi încetarea biosintezei proteinelor.

Biodegradarea proteinelor şi dezaminarea aminoacizilor din petalele senescente de trandafir determină creşterea conţinutului de amoniu liber (Paulin, 1971), precum şi acumularea de amide (asparagină şi glutamină), care poate fi considerată ca un proces de neutralizare a amoniului. Paul ş.a. (1985) au constatat că în urma biodegradării proteinelor şi aminoacizilor din petalele florilor de *Anthurium* şi punerea în libertate a amoniului, creşte valoarea pH-ului de la 5,2 la 5,6.

Woodson (1987) a constatat că senescenţa florilor de garoafe este asociată cu pierderea progresivă a ARN-ului total, iar nivelul ARNm rămâne ridicat până în faza finală a senescenţei.

Weinstein (1957) consideră că după epuizarea glucidelor de rezervă are loc şi biodegradarea proteinelor, iar aplicarea de glucide exogene în soluţia nutritivă în care se păstrează florile întârzie biodegradarea proteinelor (Paulin, 1971).

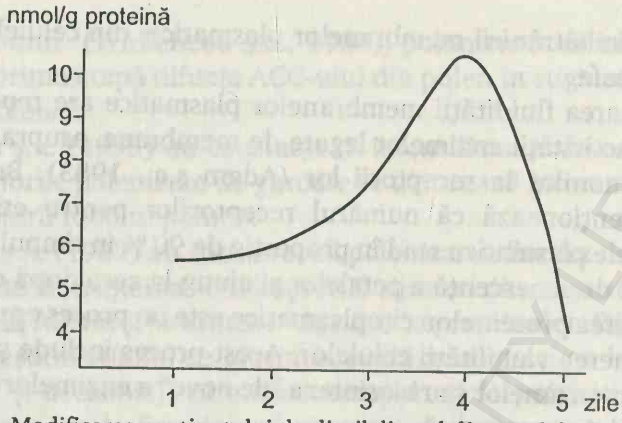

Fig. 7.1. Modificarea conţinutului de diacilglicerol din petalele de *Petunia* (după Borochov ş.a., 1995)

Lipidele membranale evidenţiază o creştere a gradului de nesaturare, pe măsură ce petalele îmbătrânesc (Brown ş.a., 1987). Aceasta se datoreşte faptului că acizii graşi cu duble legături sunt biodegradaţi primii (Paulin ş.a., 1986).

Biodegradarea lipidelor membranale se intensifică în perioada de maturare şi senescenţă, ceea ce determină creşterea permeabilităţii acestora. Modificarea structurii membranelor plasmatice favorizează trecerea substanţelor osmotic active din celule în apoplast şi de aici în soluţia în care se găsesc florile tăiate.

Biodegradarea lipidelor membranale este catalizată de fosfolipazele A şi C, a căror activitate s-a constatat că prezintă o intensificare pe parcursul îmbătrânirii petalelor (Borochov ş.a., 1995). Ca urmare a desfăşurării acestui proces, s-a constatat scăderea conţinutului în fosfolipide şi acumularea metaboliţilor: acizi graşi liberi, diacilglicerol (*Fig. 7.1*) etc. Diacilglicerolul s-a dovedit a avea activitate biologică stimulând activitatea kinazelor, fosforilarea proteinelor şi sinteza etilenei. Din această cauză se apreciază că diacilglicerolul rezultat din biodegradarea fosfolipidelor membranale constituie un regulator pentru procesul de senescenţă al florilor.

Itzhaki ş.a. (1995), studiind modificarea proprietăţilor lipidelor membranale, în timpul senescenţei petalelor de trandafir, au constatat că gradul de saturare al acizilor graşi şi raportul steroli/ fosfolipide creşte în faza de senescenţă, de asemenea s-a constatat existenţa unor lipide membranale în starea de gel.

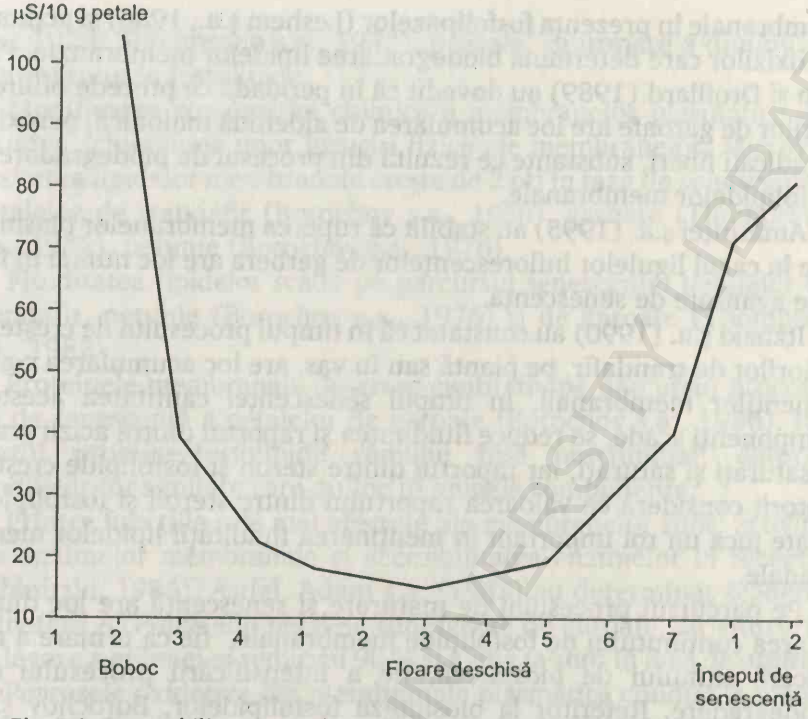

Fig. 7.2. Permeabilitatea membranelor plasmatice din petalele de *Gladiolus*

Creşterea permeabilităţii membranelor plasmatice, după realizarea maturităţii şi pe parcursul senescenţei, favorizează ieşirea din celulele florilor a pigmenţilor hidrosolubili, aminoacizilor, glucidelor solubile, electroliţilor etc. (Borochov ş.a., 1983; Faragher ş.a., 1986; Paulin ş.a., 1986). Mayak ş.a. (1987) au precizat că această creştere a permeabilităţii membranelor plasmatice determină sporirea de 2–5 ori a ritmului de ieşire a substanţelor solubile din celulele petalelor ofilite de garoafe, comparativ cu cele turgescente. După ofilire acest proces se intensifică de 20 de ori (Paulin ş.a., 1986).

Rezultate similare au obţinut şi Elam (1965) la *Arum*, Kende şi Hanson (1977) la garoafe şi Sacalis (1977) la trandafiri.

La florile de gladiole, în faza de boboc, permeabilitatea membranelor este mare (*Fig. 7.2*). Permeabilitatea membranelor scade până în faza de floare deschisă, pentru ca să prezinte o nouă creştere în faza de senescenţă.

Creşterea permeabilităţii membranelor plasmatice se datoreşte acţiunii etilenei (Mayak ş.a., 1977), biodegradării fosfolipidelor

membranale în prezenţa fosfolipazelor (Leshem ş.a., 1986) şi acţiunii peroxizilor care determină biodegradarea lipidelor membranale. Paulin şi Droillard (1989) au dovedit că în perioada ce precede ofilirea florilor de garoafe are loc acumularea de aldehidă malonică, peroxizi şi radicali liberi, substanţe ce rezultă din procesul de biodegradare a fosfolipidelor membranale.

Amăriuţei ş.a. (1995) au stabilit că ruperea membranelor plasmatice în cazul ligulelor inflorescenţelor de gerbera are loc numai în fazele avansate de senescenţă.

Itzhaki ş.a. (1990) au constatat că în timpul procesului de creştere a florilor de trandafir, pe plantă sau în vas, are loc acumularea componenţilor membranali. În timpul senescenţei cantitatea acestor componenţi scade, se reduce fluiditatea şi raportul dintre acizii graşi nesaturaţi şi saturaţi, iar raportul dintre steroli şi fosfolipide creşte. Autorii consideră că valoarea raportului dintre steroli şi fosfolipide poate juca un rol important în menţinerea fluidităţii lipidelor membranale.

Pe parcursul procesului de maturare şi senescenţă are loc diminuarea conţinutului de fosfolipide membranale, fie ca urmare a reducerii ritmului de biosinteză, fie a intensificării procesului de biodegradare. Referitor la biosinteza fosfolipidelor, Borochov ş.a. (1982) au constatat că celulele din petalele senescente de trandafir încorporează în fosfolipide mai puţin de 50 % din ortofosfatul aplicat exogen, comparativ cu celulele din petalele tinere. De asemenea, activitatea colintransferazei, enzima-cheie în sinteza fosfatidilcolinei scade în timpul senescenţei petalelor de trandafir, iar enzimele care catalizează biodegradarea fosfolipidelor: fosfolipazele A şi D îşi intensifică activitatea (Burger ş.a., 1986).

Analizând lipidele din membranele plasmatice din petalele de *Ipomoea* (Bentelmann şi Kende, 1970), *Tradescantia* (Suttle şi Kende, 1980) şi de trandafiri (Borochov ş.a., 1982), autorii au evidenţiat că nu există diferenţe în compoziţia lipidelor membranale, în funcţie de vârsta florilor. În toate cazurile principalele fosfolipide au fost fosfatidilcolina şi fosfatidiletanolamina, care reprezintă peste 75 % din totalul fosfolipidelor. Celelalte clase de fosfolipide: fosfatidilserina, fosfatidilinozitolul şi acidul fosfatidic sunt prezente în proporţie mai mică de 10% fiecare. Diminuarea conţinutului în fosfolipide nu modifică însă raportul dintre diferitele clase de fosfolipide.

În membranele petalelor de trandafir şi garoafe s-a constatat creşterea de 2–6 ori a valorii raportului steroli/ fosfolipide (Borochov

ş.a., 1978; Thompsonn ş.a., 1982), probabil ca urmare a diminuării conţinutului în fosfolipide.

Modificarea compoziţiei chimice a membranelor plasmatice determină schimbarea unor însuşiri fizice ale membranelor. Microviscozitatea lipidelor membranale creşte de 2 ori în faza de senescenţă a petalelor de trandafir (Borochov ş.a., 1986), garoafe (Thompsonn ş.a., 1982), petunie (Borochov ş.a., 1976).

Fluiditatea lipidelor scade pe parcursul senescenţei petalelor de trandafir, petunie (Borochov ş.a., 1976) şi de garoafe (Thompson ş.a., 1982).

Proteinele membranale descresc cantitativ pe parcursul procesului de senescenţă a petalelor de garoafe (Borochov ş.a., 1986). Raportul proteine/fosfolipide rămâne însă neschimbat, datorită modificărilor similare care au loc în ambele componente.

Printre funcţiile cele mai afectate ale membranelor sunt: activitatea enzimelor membranale şi accesibilitatea enzimelor la receptor (Ghinitzki, 1986). Astfel, Adam ş.a. (1983) au determinat scăderea activităţii ATP-azei din petalele senescente de garoafe, iar situsurile de legare a etilenei se reduc cu 90 % şi ajung la zero în faza de ofilire.

Procesele oxidative din membranele plasmatice conduc la scăderea ponderii acizilor graşi cu număr mare de duble legături, din fosfolipidele petalelor de garoafe (Paulin ş.a., 1986). Aceasta se datoreşte biodegradării mai rapide a acidului linoleic cu grad mai mare de nesaturare. Biodegradarea este rezultatul unui proces oxidativ neenzimatic (Paulin, 1986), în care sunt implicaţi radicalii liberi.

Cercetările efectuate de Ţinte (nepublicat), la florile din 16 genuri diferite, au scos în evidenţă faptul că cele mai mari valori ale permeabilităţii membranelor plasmatice au fost determinate la *Freesia, Syringa, Anthurium* şi *Paeonia*. La *Narcissus, Philadelphus, Hemerocallis, Anthurium* şi *Hibiscus*, valorile maxime au fost determinate în faza de boboc închis.

În faza de maturitate s-a determinat cea mai scăzută valoare a permeabilităţii membranelor plasmatice. Aceasta se datoreşte, probabil, creşterii selectivităţii membranelor ca urmare a realizării şi menţinerii ultrastructurii caracteristice.

Pe parcursul trecerii spre faza de senescenţă, permeabilitatea membranelor plasmatice a prezentat o creştere rapidă ca urmare a biodegradării enzimatice, a peroxidării fosfolipidelor, a acţiunii etilenei, precum şi ca urmare a ruperii acestora în fazele avansate de biodegradare. În această fază s-au determinat cele mai mari valori ale

Tabelul 7.2. **Modificarea permeabilităţii membranelor plasmatice din petalele florilor, μS/g**

Genul şi specia	*Faza de maturitate*	*Permeabilitatea*
1	*2*	*3*
Anthurium scherzerianum	boboc	16980
	matur	36760
	senescent	77720
Convallaria majalus	boboc	2280
	matur	2800
	senescent	4200
Forsythia viridissima	boboc	2440
	matur	2540
	senescent	2460
Gladiolus spp. *Nova lux*	boboc	1820
	matur	1200
	senescent	5300
Hemerocallis fulva	boboc	3600
	matur	1800
	senescent	3020
Hibiscus syriacus	boboc	2740
	matur	3240
	senescent	5140
Hosta plantaginea	boboc	1520
	matur	700
	senescent	2380
Iris germanica	boboc	1600
	matur	1980
	senescent	5240
Lonicera japonica	boboc	1280
	matur	3020
	senescent	3560
Narcissus pseudonarcissus	boboc	2080
	matur	940
	senescent	1380
Nicotiana affinis	boboc	1660
	matur	3400
	senescent	6520
Paeonia officinalis	boboc	15360
	matur	11640
	senescent	3100

Tabelul 7.2. (continuare)

1	2	3
Phyladelphus coronarius	boboc matur senescent	4160 3100 1140
Rosa poliantha *Var. circus*	boboc matur senescent	7600 6600 7000
Syringa vulgaris	boboc matur senescent	8300 22000 23200
Yucca filamentosa	boboc matur senescent	1860 2440 4940

permeabilităţii membranelor plasmatice la genurile: *Rosa, Iris, Paeonia, Syringa, Convallaria, Lonicera, Tecoma, Nicotiana, Hosta, Gladiolus* şi *Yucca* (*Tabelul 7.2*).

Valoarea permeabilităţii poate fi influenţată şi de conţinutul de ioni liberi din apoplastul şi simplastul celulelor din petale. Pentru a evita acest inconvenient, s-a determinat conţinutul de ioni liberi, prin majorarea ţesuturilor, extracţie în apă distilată şi determinare conductometrică. Conţinutul în ioni liberi variază între 10 533 μS/ g la *Phyladelphus* şi 186 666 μS/ g la *Freesia*.

Indicele de permeabilitate reprezintă raportul dintre permeabilitatea membranelor plasmatice şi conţinutul în ioni liberi. Acest indicator s-a determinat la petalele florilor din cele 16 specii floricole.

Formarea radicalilor liberi este considerată drept o cauză a proceselor de biodegradare celulară.

Radicalii liberi organici: superoxid ($O_2^{\cdot}$), hidroxil ($OH^{\cdot}$), peroxid de hidrogen (H_2O_2) şi organici: peroxil ($R\text{-}OO^{\cdot}$), alcoxi ($R\text{-}O^{\cdot}$) şi radicalii liberi ai acizilor graşi, reprezintă agenţi de oxidare şi peroxidare.

În membranele petalelor din florile de garoafe s-a determinat creşterea conţinutului în radicali liberi, înainte de apariţia simptomelor de senescenţă (Mayak ş.a., 1983). Ca urmare a activităţii radicalilor liberi, în petalele de garoafe se acumulează malondialdehidă (Paulin, 1986), care este produsul tipic rezultat din biodegradarea lipidelor sub acţiunea radicalilor liberi.

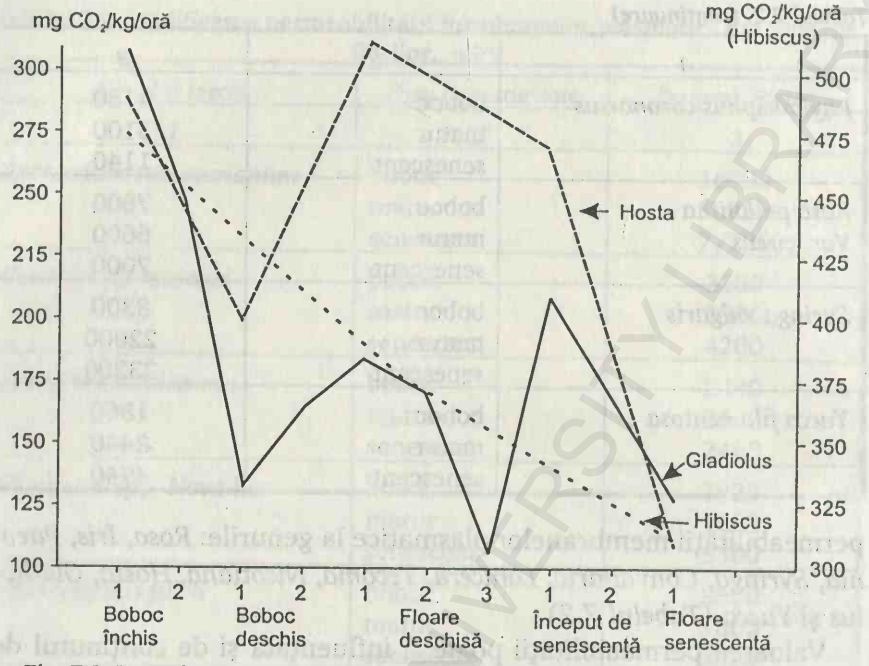

Fig. 7.3. Intensitatea procesului de respiraţie a petalelor la trei specii de flori

Acumularea acestor radicali este prevenită în urma activităţii catalazei, peroxidazei, superoxiddismutazei şi prin acumularea unor substanţe antioxidante, ca acidul ascorbic sau α-tocoferolii.

În faza de senescenţă conţinutul în substanţe antioxidante scade, permiţând acumularea radicalilor liberi şi intensificarea proceselor de biodegradare.

Procesul de respiraţie prezintă o dinamică caracteristică în funcţie de particularităţile fiziologice ale florilor. Intensitatea procesului de respiraţie înregistrează o diminuare continuă pe parcursul vieţii florilor neclimacterice, în timp ce florile climacterice prezintă 1–2 maximumuri respiratorii, unul dintre acestea corespunzând cu faza de maturitate, iar cel de al doilea cu faza finală a senescenţei (*Fig. 7.3*). Probabil că florile climacterice au un ciclu respirator cianidin sensibil, care sub influenţa etilenei sintetizate la maturitate, trece la ciclul respirator cianidin intensiv, în care substratul respirator este biodegradat cu viteză mai mare, fără producerea de energie biochimică (Leshem ş.a., 1986). Unul dintre primele studii referitoare la respiraţia cianidin intensivă a fost efectuată la florile din familia *Ara-*

ceae, care prezintă o intensificare bruscă a procesului de respiraţie înainte de faza finală a senescenţei (James şi Beevers, 1950).

Wulster ş.a. (1984) consideră că intenstiatea procesului de respiraţie la maximum climacteric, în cazul florilor de garoafe, este determinată de intensificarea respiraţiei alternative, cianidin intensive.

Scăderea intensităţii procesului de respiraţie în faza de senescenţă poate fi determinată de micşorarea cantităţii de substrat respirator, în special de glucide.

Cercetările efectuate de Ţinte (nepublicat) la 16 specii floricole au evidenţiat că florile de *Gladiolus* au două maximumuri climacterice, unul după realizarea fazei de maturitate, altul în faza de senescenţă (*Tabelul 7.3*).

Florile din 7 genuri: *Hosta, Narcissus, Iris, Paeonia, Phyladelphus, Lonicera* şi *Anthurium* au prezentat un maxim climacteric situat în apropierea fazei de maturitate.

Florile din alte 5 genuri şi anume: *Forsythia, Syringa, Rosa, Hibiscus* şi *Nicotiana* au prezentat o diminuare a intensităţii procesului de respiraţie pe tot parcursul perioadei de maturare şi senescenţă, ceea ce a dovedit că acestea sunt neclimacterice.

Apreciind intensitatea procesului de respiraţie, în funcţie de valoarea medie calculată pentru perioada de vegetaţie, se poate face următoarea clasificare:

– Cu intensitatea respiratorie mică, sub 100 mg CO_2/ kg/ oră: *Freesia* şi *Anthurium*.

– Cu intensitate respiratorie medie, între 100 şi 500 mg CO_2/ kg/oră: *Gladiolus, Hosta, Narcissus, Iris, Paeonia, Phyladelphus, Lonicera, Hemerocallis, Syringa* şi *Hibiscus*.

– Cu intensitate respiratorie foarte mare, peste 500 mg CO_2/ kg/ oră: *Yucca, Forsythia, Convallaria, Tecoma, Nicotiana, Dahlia* şi *Rosa*.

În general, pe parcursul fazei de senescenţă, intensitatea respiraţiei scade treptat, ceea ce are drept consecinţă diminuarea producerii de energie biochimică utilizată în procesele de sinteză.

Conţinutul de glucide solubile din petalele florilor este relativ redus (1 şi 4 %), dar aceasta nu constituie un factor major care ar putea determina diminuarea intensităţii procesului de respiraţie (Nicols, 1979). Leshem ş.a. (1986) consideră că substratul respirator este utilizat în faza de senescenţă în ciclul respirator alternativ, fără producerea de energie biochimică.

Modificarea activităţii enzimatice reprezintă o caracteristică pentru trecerea florilor la faza de maturitate şi de senescenţă.

Activitatea peroxidazelor din petalele florilor de gladiole are valoarea minimă în faza de boboc închis (*Fig 7.4*) şi se intensifică în faza de boboc deschis. Activitatea acestei enzime scade în faza de floare deschisă, pentru a realiza apoi valoarea maximă în faza de senescenţă (Burzo ş.a., 1988). Această creştere poate fi corelată cu sporirea conţinutului în peroxizi şi radicali liberi din citoplasmă.

Leshem ş.a. (1968) au constatat că în timpul procesului de senescenţă a florilor are loc creşterea activităţii şi a altor enzime hidrolitice

Tabelul 7.3 **Intensitatea procesului de respiraţie la unele specii floricole, mg CO_2/ kg/ oră**

Genul şi specia	*Faza de maturitate*	*Int. resp.*
Anthurium scherzerianum	boboc	90,3
	matur	143,7
	senescent	67,0
Convallaria majalus	boboc	944,0
	matur	240,5
	senescent	161,1
Forsythia viridissima	boboc	532,3
	matur	349,4
	senescent	228,7
Gladiolus spp. *Nova lux*	boboc	329,0
	matur	362,4
	senescent	235,2
Hemerocallis fulva	boboc	411,6
	matur	109,7
	senescent	256,9
Hibiscus syriacus	boboc	475,6
	matur	372,8
	senescent	310,1
Hosta plantaginea	boboc	269,0
	matur	506,0
	senescent	115,0
Iris germanica	boboc	243,6
	matur	265,2
	senescent	309,4
Lonicera japonica	boboc	483,0
	matur	584,0
	senescent	490,0

Tabelul 7.3. (continuare)

Narcissus pseudonarcissus	boboc matur senescent	166,6 122,6 206,2
Nicotiana affinis	boboc matur senescent	516,8 436,3 1,3
Paeonia officinalis	boboc matur senescent	296,6 389,2 199,5
Phyladelphus coronarius	boboc matur senescent	228,0 364,0 181,0
Rosa poliantha *Var. circus*	boboc matur senescent	793,8 677,0 648,2
Syringa vulgaris	boboc matur senescent	419,0 353,0 717,8
Yucca filamentosa	boboc matur senescent	535,8 383,3 431,2

ca: ribonucleaze, dezoxiribonucleaze, proteinaze, enzime pectolitice etc.

Nu în toate cazurile s-a găsit o corelaţie între activitatea enzimatică şi modificarea conţinutului în diferite substraturi din celulele petalelor. Astfel, autorii citaţi menţionează că acidul nucleic diminuează cantitativ înainte de deschiderea florilor, dar activitatea ribonucleazelor îşi intensifică activitatea numai după ofilirea acestora.

Jones şi McConche (1995) au determinat activitatea lipoxigenazei din tepalele florilor de lalele şi au constatat că aceasta creşte rapid după recoltare şi realizează un maxim (pic) la 4 zile după recoltare, când începe ofilirea petalelor. Acest proces este dependent de sinteza proteinelor, ceea ce sugerează că lipoxigenaza este biosintetizată *de novo*.

Lipoxigenaza prezintă o dinamică similară şi în petalele de garoafe, care sunt flori climacterice.

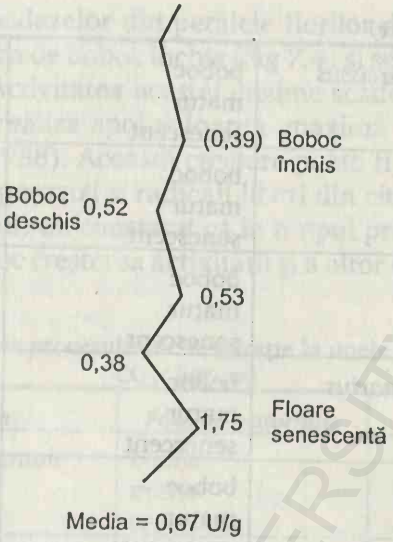

Fig. 7.4. Activitatea peroxidazelor din petalele unei inflorescenţe de *Gladiolus*

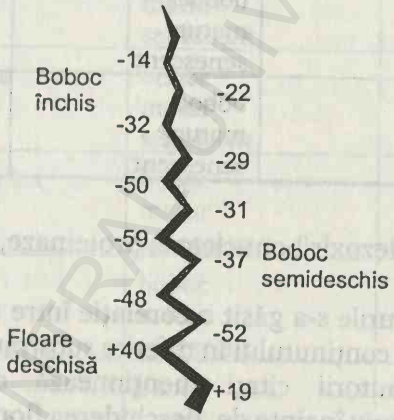

Fig. 7.5. Potenţialul bioelectric din petalele unei inflorescenţe de *Gladiolus*

Potenţialul bioelectric transmembranal este determinat de diferenţa de concentraţie a ionilor de o parte şi de alta a membranelor plasmatice, respectiv în apoplast şi simplast. Cercetările efectuate la florile de *Gladiolus* (Burzo ş.a.,1988) au precizat că valoarea potenţialului de membrană este mică şi negativă, în faza de boboc închis (*Fig. 7.5*). Această valoare se corelează cu conţinutul scăzut de ioni liberi din celule. Potenţialul de membrană este, de asemenea, negativ şi are valoarea maximă în faza de floare deschisă. În cazul florilor senescente s-a constatat scăderea valorii potenţialului de mem-

brană, pentru ca în final să devină pozitiv. Se consideră că această modificare se datorează creşterii permeabilităţii membranelor plasmatice, care nu mai pot menţine diferenţa de concentraţie a ionilor de o parte şi de alta a membranelor plasmatice şi de ruperea acestora.

7.3.2. Modificări biochimice produse pe durata maturării şi senescenţei florilor

Procesele de biosinteză care au loc în ţesuturile florilor scad ca intensitate, predominând cele de biodegradare.

Biosinteza etilenei are drept urmare acumularea şi eliminarea acestui hormon de maturare în mediul ambiant. Cantitatea de etilenă produsă variază în funcţie de specie astfel:

Cymbidium	0,38 µl/kg/ oră (Woltering ş.a., 1989)
Dendrobium	4,9–25,6 µl/ kg/ oră (Ketsa şi Thampitakorn, 1995)
Dianthus	1,11 µl/ kg/oră (Woltering ş.a., 1991)
Dianthus (la climacteric)	30–35 µl/ kg/ oră (Serrano ş.a., 1995)
Epidendrum	2,00 µl/ kg/ oră (Woltering ş.a., 1989)
Grevillea	1,5–2,9 µl/ kg/ oră (Joyce ş.a., 1995)
Hemerocallis	5 nl/ floare/ oră (Lukaszewski şi Reid, 1989)
Oncidium splendidum	1,54 µl/ kg/oră (Woltering ş.a., 1989)
Phalaenopsis	6,00 µ l/ kg/oră (Woltering ş.a., 1989)
Polianthes	2,30 µl/ kg/ oră (Sandrasagarren şi Reid, 1989)
Tulipa	< 0,1 µl/kg/oră (Jones şi McConchie, 1995)

Glucidele solubile şi, în special, zaharoza, reprezintă principala substanţă de rezervă din petalele florilor, care este utilizată ca substrat respirator. Ca urmare, cantitatea de glucide de rezervă existentă în petalele florilor poate să constituie un indicator pentru potenţialul de viaţă al acestora, respectiv pentru durata de păstrare.

Pe parcursul procesului de maturare şi senescenţă, glucidele solubile din petalele florilor sunt transformate în alţi compuşi organici sau sunt biodegradate pentru producerea de energie biochimică. În

prima etapă a biodegradării acestor substanţe, invertaza catalizează biodegradarea zaharozei în glucoză şi fructoză (Woodson şi Wang, 1987). În faza de senescenţă are loc blocarea activităţii invertazei, ceea ce determină creşterea raportului zaharoză/ glucide reducătoare din petale (Nicols, 1976). Aceasta este determinată de sinteza unui inhibitor al invertazei (Wienkenbach şi Matile, 1979). Ulterior, Halaba şi Rudniki (1986) au verificat existenţa acestui inhibitor al invertazei în petalele altor specii de flori: trandafiri, petunii, dalii, gladiole şi alstroemeria.

Rezerva de glucide solubile din petalele florilor protejează structura şi funcţiile mitocondriilor. Astfel, Kaltaler şi Steponkus (1976) au constatat reducerea treptată a intensităţii procesului de respiraţie a petalelor de trandafir, cauzată de incapacitatea progresivă a mitocondriilor de a utiliza substratul respirator. Autorii au determinat controlul respiraţiei pe mitocondrii izolate şi au constatat că modificarea intensităţii respiraţiei reflectă transformările care modifică integritatea mitocondriilor şi care le afectează capacitatea funcţională. În cazul mitocondriilor izolate, tratate cu o soluţie de zaharoză, respiraţia a fost menţinută o perioadă mai îndelungată. S-a tras concluzia că principalul efect al glucidelor este de menţinere a structurii şi funcţiilor mitocondriilor.

Conţinutul în acizi organici rămâne constant în faza de senescenţă a petalelor de *Anthurium* (Paull ş.a., 1985). În cazul petalelor senescente de trandafir, Wetstein (1957) a constatat creşterea conţinutului de acid malic. Wetstein şi Laurencot (1958) au precizat că această creştere a conţinutului de acizi organici se poate datora fixării la întuneric a dioxidului de carbon, în acizii organici.

Dacă în etapa timpurie a senescenţei pH-ul celular creşte ca urmare a eliberării amoniului din aminoacizi, în etapa finală, ruperea tonoplastului şi eliberarea sucului vacuolar, care reprezintă aproape 90 % din volumul celulei, determină scăderea pH-ului celular.

Substanţele fenolice evidenţiază o acumulare pe parcursul perioadei de maturare şi de senescenţă. Aceasta determină intensificarea coloraţiei prin copigmentare.

Pigmenţii determină culoarea caracteristică florilor din diferite specii şi menţinerea reprezintă un criteriu de calitate. Modificările cantitative şi calitative ale pigmenţilor variază în funcţie de natura acestora, de specie şi soi.

În cazul florilor a căror culoare este datorată pigmenţilor antocianici, modificările de pH pot conduce la schimbarea nuanţei culorii. La

multe specii floricole valoarea pH-ului are modificări mici, ceea ce permite evidenţierea procesului de acumulare a antocianilor şi de intensificare a culorii roşii.

Pe parcursul senescenţei se constată uneori acumularea pigmenţilor carotenoizi şi flavonici, însoţită de intensificarea culorii galbene.

Goodwin (1986) apreciază că în cazul florilor, flavonele şi 3-hidroxiflavonele, în special cele care au grupări hidroxilice vecine (dihidroxiflavonele), sunt susceptibile la oxidare, dând naştere la pigmenţi de culoare brună. Alţi pigmenţi bruni pot rezulta din oxidarea catechinelor (flavan-3-ol), leucoantocianilor (flavan-3,4-diol) şi din polimerii lor (flavolanii). De fapt, aceşti polimeri sunt ei înşişi coloraţi.

Stickland (1972) a constatat scăderea conţinutului de carotenoizi totali pe parcursul maturării şi senescenţei florilor de crizanteme. Simpson ş.a. (1975) au studiat modificarea compuşilor carotenoidici pe parcursul maturării florilor de *Strelitzia*, iar Valadon şi Mummery (1969) au studiat modificările aceloraşi pigmenţi în florile de trandafir şi au constatat creşterea conţinutului de caroteni oxigenaţi. Această creştere a fost considerată ca semn al unui proces oxidativ, degenerativ.

În ceea ce priveşte pigmenţii antocianici, Uemoto (1976) nu a semnalat modificări în cazul florilor de *Lathyrus* sau acestea au fost reduse. Rezultate similare au obţinut Stead şi Moore (1877) la *Digitalis*. În cazul florilor de crizanteme, Stickland (1972) a constatat scăderea conţinutului în antociani în timpul maturării florilor.

La unele specii floricole se remarcă dispariţia culorii sau chiar înălbirea acestora. Florile efemere de cicoare se deschid dimineaţa, având culoarea albastră strălucitoare, şi se decolorează până la amiază. Proctor şi Creasy (1969) au constatat că acest proces este determinat de un proces enzimatic cu însuşiri de catecolază.

Matile şi Winkenbach (1971) au constatat că în corola senescentă a florilor de zorele creşte conţinutul în β-glucozidază care conduce la hidroliza antocianilor după ofilire.

Tendinţă opusă privind modificările de culoare se constată la *Hibiscus mutabilis* (Kuijper, 1981). Pe parcursul unei zile florile care au culoarea albă dimineaţa devin roşii seara, înainte de ofilire. De asemenea, petalele de trandafir din soiul *Musguerade* au culoarea portocalie-galbenă la deschiderea bobocilor, iar în faza de senescenţă au culoarea roşie-intens (Shisa şi Takano, 1964). În această perioadă a

avut loc creşterea conţinutului în antociani de peste 10 ori. Creşterea conţinutului în antociani este unul din fenomenele tipice care are loc după polenizarea florilor de *Cymbidium* (Arditti şi Knauft, 1969).

Cel mai important factor care determină modificarea culorii petalelor senescente pare să fie modificarea pH-ului celular (Stewart ş.a., 1975). Totuşi numai în câteva cazuri culoarea este determinată de un pH foarte scăzut sau foarte ridicat, care acţionează asupra antocianilor (Asen ş.a., 1975). În cele mai multe cazuri factorul decisiv care determină intensitatea culorii şi intensificarea acesteia spre albastru este copigmentarea cu alte flavone. Gradul de copigmentare este determinat într-o mare măsură chiar de mici modificări ale pH-ului (Asen, 1975, 1976). Aceasta poate explica gama mare de culori a florilor care există în limitele pH-ului 4–6, care sunt predominante în petalele în care se găsesc leucoantociani (Asen, 1975). Modificarea culorii florilor din roşu spre albastru în timpul senescenţei petalelor este un fenomen bine cunoscut, determinat de creşterea pH-ului, fapt constatat la trandafiri (Asen ş.a., 1971), la *Lathyrus* (Packet, 1966), la *Delphinium* (Asen ş.a., 1975), la *Pelargonium* (Stewart ş.a., 1975). Creşterea valorii pH-ului se datorează biodegradării proteinelor şi, respectiv, a aminoacizilor care prin dezaminare pun în libertate amoniul (Paulin, 1971, 1973; Weinstein, 1975). Din acest considerent, în cazul tratării florilor tăiate cu soluţii ce conţin glucide care întârzie proteoliza (Paulin, 1971), se inhibă modificarea culorii spre albastru (Asen ş.a., 1971).

La unele specii de flori s-a constatat o situaţie opusă. Petalele albastre, violete sau roşii ale florilor de *Centaurea* (Asen, 1967), *Ipomoea* (Asen ş.a., 1977), *Fuchsia* (Nozzolillo, 1970) îşi schimbă culoarea mai mult spre roşu, pe măsură ce îmbătrânesc. În aceste cazuri s-a constatat că are loc scăderea valorii pH-ului, determinată de acumularea acizilor organici: aspartic, malic, tartric etc. (Yazaki, 1976).

Este interesant de remarcat că modificările de culoare şi de pH asociate cu îmbătrânirea pot avea loc cu intensitate diferită în celulele învecinate (Stewart ş.a., 1975). Acest fapt dovedeşte că celulele învecinate pot varia în ceea ce priveşte intensitatea proceselor de proteoliză şi de îmbătrânire.

La unele specii de flori îmbătrânirea petalelor este marcată de brunificarea sau înnegrirea acestora, cauzată de oxidarea flavonelor, leucoantocianilor şi a altor fenoli şi acumulării taninurilor (Singleton, 1972).

La florile de *Cymbidium*, primul simptom vizibil al senescenţei constă în modificarea culorii labelumului, datorită acumulării antocianilor. Această colorare roşie poate fi indusă prematur prin diferite tratamente ca: polenizarea, emascularea şi prin tratarea florilor cu etilenă sau aplicarea de auxină pe stil (Arditti ş.a., 1973). Emascularea florilor de *Cymbidium* determină accelerarea biosintezei etilenei care induce senescenţa acestor flori (Goh ş.a., 1985). Woltering ş.a. (1988) au constatat că modificarea culorii labelumului florilor de *Cymbidium* generată de emasculare apare cu câteva zile înainte de începerea intensificării sintezei etilenei, ceea ce denotă că aceste două procese nu sunt corelate în mod direct. Woltering (1989) menţionează că pigmentarea labelumului la florile de *Cymbidium* a fost grăbită prin emasculare şi prin aplicarea etilenei exogene.

Cercetările efectuate de Burzo ş.a. (1996) şi Ţinte (nepublicat) au scos în evidenţă modificările care au loc în conţinutul de pigmenţi din unele specii floricole (*Tabelul 7.4*).

Florile de *Tecoma radicans* în faza de boboc au un conţinut mai mare de pigmenţi carotenoizi (235 mg/ 100 g) şi mai mic de antociani (0,29 mg/ 100 g). Pe parcursul procesului de maturare are loc creşterea conţinutului în pigmenţi carotenoizi de 3,1 ori (cu valoarea maximă în faza ce precede deschiderea bobocilor) şi a conţinutului de pigmenţi antocianici de 18,6 ori (cu maximum în faza de floare deschisă). Aceste modificări conduc la intensificarea culorii roşii a florilor.

Florile de *Hemerocallis fulva* în faza de boboc au un conţinut ridicat de clorofilă şi caroteni, ceea ce le conferă o culoare galbenă-verzuie. Conţinutul de clorofilă scade în faza de maturitate de 2,3 ori în timp ce conţinutul de antociani creşte de 5,2 ori, iar cel de caroteni de 2,5 ori, culoarea petalelor fiind galbenă-roşcată. În faza de senescenţă conţinutul în caroteni creşte de 6,5 ori, iar cel de antociani de 1,1 ori faţă de valorile determinate la florile mature, ceea ce determină realizarea unei nuanţe roşcate.

La florile de gladiole, soiul *Nova lux*, se remarcă modificarea culorii de la verde-gălbui, în faza de boboc, la galben-roşcat, la florile mature şi la galben la cele senescente, fapt evidenţiat şi de modificarea conţinutului în pigmenţi. Aceste modificări se manifestă şi în ultrastructura celulelor. În faza de boboc se remarcă prezenţa amiloplastelor şi a cloroamiloplastelor, iar în faza de senescenţă – a cromoplastelor.

Tabelul 7.4. **Modificarea conţinutului în pigmenţi din petalele unor specii floricole, mg/ 100 g**

Genul şi specia	*Faza de maturitate*	*Clorofilă*	*Caroten*	*Flavone*	*Antociani*
Anthurium scherzerianum	boboc	0	0	0	23,94
	matur	0	0	0	30,78
	senescent	0	0	0	36,13
Forsythia viridissima	boboc	6,80	8,23	–	0
	matur	2,90	31,40	31,40	0
	senescent	0,20	32,10	–	0
Gladiolus spp. Nova lux	boboc	16,87	0,15	0	1,35
	matur	0	0,50	0	2,45
	senescent	0	0,84	0	0,93
Hemerocallis fulva	boboc	8,09	2,15	0	0,58
	matur	3,57	5,41	0	3,02
	senescent	0	32,75	0	3,39
Hibiscus syriacus	boboc	0	0	0	8,84
	matur	0	0	0	9,65
	senescent	0	0	0	4,07
Iris germanica	boboc	0	0	0	12,46
	matur	0	0	0	8,03
	senescent	0	0	0	3,89
Lonicera japonica	boboc	0	0	0	0,58
	matur	0	0	0	3,02
	senescent	0	10,09	0	3,39
Narcissus pseudonarcissus	boboc	49,00	1,94	31,70	0
	matur	5,14	12,36	27,45	0
	senescent	0,24	16,34	26,54	0
Paeonia officinalis	boboc	0	0	0	6,41
	matur	0	0	0	6,84
	senescent	0	0	0	6,56
Rosa poliantha var. *Circus*	boboc	0	1,06	0	9,64
	matur	0	11,18	0	3,15
	senescent	0	26,46	0	2,11
Syringa vulgaris	boboc	0	0	0	9,18
	matur	0	0	0	6,64
	senescent	0	0	0	2,79

În cazul florilor de *Narcissus pseudonarcissus*, pe parcursul procesului de maturare şi senescenţă, conţinutul în pigmenţi clorofilieni şi flavonici scade de 8,4 ori şi, respectiv, de 1,2 ori, iar cel de antociani creşte de 8,4 ori.

Culoarea petalelor de *Iris germanica, Hibiscus syriacus* şi *Anthurium scherzerianum* este determinată de prezenţa antocianilor. În timp ce la *Anthurium* culoarea roşie se intensifică pe parcursul maturării şi a senescenţei, urmare a creşterii conţinutului de antociani de 1,5 ori, la *Iris* se constată diminuarea conţinutului de antociani de 3,1 ori.

Petalele florilor de *Hibiscus* îşi intensifică culoarea roşie, în faza de maturitate, în timp ce în faza de senescenţă culoarea se modifică în albastru. Această modificare de culoare se datoreşte, în principal, creşterii valorii pH-ului, iar introducerea petalelor într-o soluţie cu pH acid determină revenirea la culoarea roşie.

Bobocii florali de *Forsythia* au cel mai mare conţinut de pigmenţi clorofilieni (6,80 mg/ 100 g) şi cel mai mic conţinut de caroteni (8,23 mg/ 100 g). Pe parcursul procesului de maturare conţinutul de pigmenţi clorofilieni scade de 2,3 ori, iar cel de pigmenţi carotenoizi creşte de 3,8 ori. Concomitent are loc şi acumularea de pigmenţi flavonici, ceea ce determină realizarea unei culori galbenă-intens.

Trandafirii din specia *Rosa poliantha hybrida*, soiul *Circus*, au o modificare caracteristică a culorii pe parcursul procesului de maturare şi senescenţă. Astfel, în faza de boboc culoarea roşie este determinată de conţinutul ridicat de pigmenţi antocianici (9,69 mg/ 100 g) şi scăzut de pigmenţi carotenoizi (1,06 mg/ 100 g). La maturitate culoarea petalelor este galbenă-roşcată şi este determinată de scăderea conţinutului de antociani de 3,0 ori şi de creşterea celui de caroteni de 10,5 ori. În faza de senescenţă culoarea petalelor devine galbenă, datorită creşterii conţinutului de pigmenţi carotenoizi de 29,9 ori şi a scăderii celui de antociani de 4,5 ori.

Uleiurile esenţiale conferă parfumul caracteristic diferitelor specii floricole. Gora ş.a. (1995) au analizat uleiurile esenţiale extrase din petalele recoltate de la *Rosa centifolia*, în care a identificat 31 de componenţi dintre care ponderea au deţinut-o geraniolul (26,7 %) şi citronelolul (22,9 %).

7.3.3. Modificări ultrastructurale care au loc pe parcursul maturării şi senescenţei florilor

Cel mai comun simptom al senescenţei florilor îl constituie ofilirea petalelor, ca rezultat al pierderii turgescenţei. Turgescenţa este menţinută de activitatea membranelor plasmatice, respectiv de transportul activ al substanţelor osmotic active în celule, care este urmat de un proces de endosmoză.

Modificările ultrastructurale care au loc în timpul maturării şi senescenţei florilor sunt variate.

În cazul florilor de gladiole au fost observate următoarele modificări ultrastructurale:

Celulele epidermice provenite din petalele bobocilor închişi au citoplasma dispusă într-un strat subţire în lungul peretelui celular. În citoplasmă se observă mitocondrii, leucoplaste, amiloplaste, nucleul cu contur neregulat şi nucleolul. Celulele parenchimatice conţin numeroase plastide, dintre care unele transformate în amiloplaste, conţin1–3 granule de amidon (*Fig. 7.6*).

Celulele epidermice din petalele bobocilor semideschişi conţin mai puţină citoplasmă şi un număr mai mic de plasmodesme. În celulele parenchimatice amiloplastele au fost transformate în leucoplaste, care au stroma electrondensificată şi resturi de tilacoide.

În petalele florilor deschise, celulele prezintă o vacuolă mare şi în citoplasma redusă, dispusă parietal, se observă cromoplaste ce conţin numeroşi plastoglobuli formaţi din pigmenţi carotenoizi.

Florile senescente au celulele din epiderma superioară cu foarte puţină citoplasmă în care se observă granule osmeofile ce conţin lipide, formaţiuni fibrilare, probabil de origine virală şi cromoplaste conţinând plastoglobuli (*Fig. 7.7*). În celulele parenchimatice se observă citoplasma alterată ce conţine numeroase cromoplaste. Numeroase celule au tonoplastul şi plasmalema rupte, iar citoplasma şi organitele celulare biodegradate.

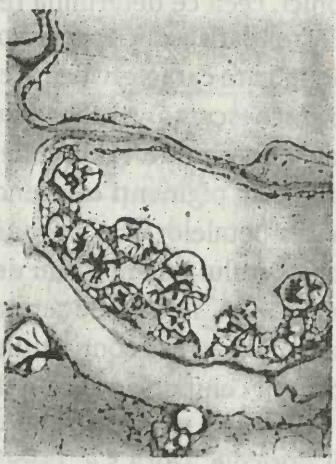

Fig. 7.6. Modificările ultrastructurale ale celulelei epidermice provenite din petale de gladiole în faza de boboc închis

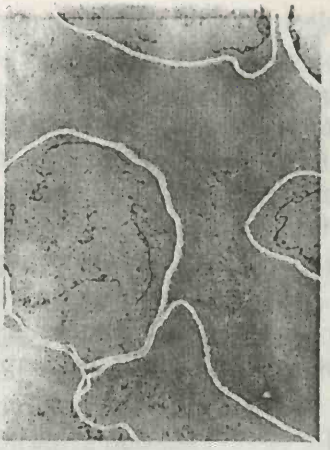

Fig. 7.7. Modificări structurale la florile senescente

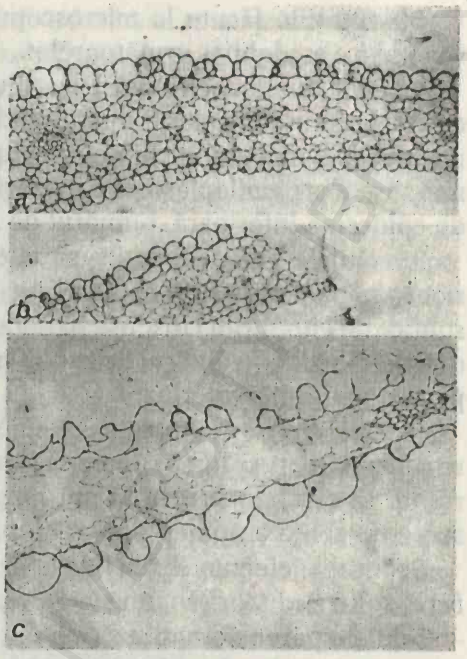

Fig. 7.8. Secţiune prin petalele florii *Freesia*: *a*) faza de boboc închis, *b*) floare matură, *c*) floare senescentă

Aceasta constituie de altfel cauza creşterii atât de evidente a permeabilităţii membranelor plasmatice, în faza de senescenţă. Rarefierea şi diminuarea conţinutului citoplasmei în faza de senescenţă se datorează activităţii autofage a lizozomilor şi a vacuolelor (Mayak ş.a., 1986).

Secţiunile efectuate prin florile de *Freesia* (soiul *Oberon*), aflate în diferite faze de dezvoltare, au evidenţiat asemănări cu cele constatate la florile de gladiole.

Observaţiile efectuate la microscopul optic au permis să se precizeze că grosimea petalelor este mai mică în faza de boboc închis. Celulele epidermice sunt mari, iar celulele parenchimului foliar sunt mai mici, cu spaţii intercelulare reduse (*Fig. 7.8*).

În faza de floare deschisă se remarcă faptul că grosimea petalelor este mai mare, datorită creşterii dimensiunilor celulelor şi a spaţiilor intercelulare. Se remarcă, de asemenea, un început de biodegradare a celulelor parenchimului foliar.

În faza de senescenţă se remarcă un proces avansat de biodegradare atât în cazul celulelor epidermice, cât şi la cele ale parenchimului. Activitatea autolitică şi pierderea turgescenţei au condus la scăderea diametrului petalelor de *Freesia*.

Observaţiile făcute la microscopul electronic la acelaşi material vegetal au evidenţiat următoarele:

Petalele din bobocii închişi au celulele epidermei superioare mari, cu citoplasma pelliculară, mai abundentă în zona în care se găseşte nucleul. Celulele parenchimului conţin în citoplasma pelliculară numeroase cloroamiloplaste. Pe măsură ce celulele sunt mai apropiate de epiderma inferioară, numărul de amiloplaste creşte.

În celulele parenchimatice situate în apropierea epidermei superioare a petalelor florilor deschise de *Freesia* se observă un strat subţire de citoplasmă dispusă parietal, în care se găsesc un număr redus de plastide. Numărul acestora creşte în celulele situate în apropierea epidermei inferioare.

În cazul florilor senescente, celulele petalelor prezintă o degradare a ultrastructurii lor, în unele cazuri plasmalema şi tonoplastul fiind rupte. În celulele situate în apropierea epidermei inferioare se observă prezenţa a numeroase cromoplaste.

Secţiunile efectuate prin florile ligulate din inflorescenţele de *Gerbera*, soiul *Red Marleen*, au evidenţiat următoarele:

- Celulele parenchimatice situate în apropierea epidermei superioare conţin o citoplasmă pelliculară în care se găsesc cromoplaste tipice, conţinând plastoglobuli cu pigmenţi carotenoizi şi globule osmeofile mari cu lipide. Se remarcă, de asemenea, fenomenul de endopinocitoză, prin care pigmenţii antocianici sunt transportaţi în vacuolă, cât şi prezenţa în vacuole a unor substanţe electron dense alcătuite din fenoli în diferite faze de polimerizare.
- Celulele parenchimatice situate în apropierea epidermei inferioare au citoplasma pelliculară în care se observă mitocondrii, cloroplaste cu tilacoidele bine conturate şi cloroamiloplaste mari şi veziculare.
- În petalele senescente au fost observate celule cu puţină citoplasmă în care se găsesc cromoplaste fusiforme cu numeroşi plastoglobuli. Vacuolele mari nu conţin elemente figurate. Alături de acestea se găsesc celule cu citoplasma plasmolizată şi cu structura profund alterată.

Modificările ultrastructurale care au loc în celulele petalelor în faza de maturitate şi senescenţă afectează mai întâi poliribozomii ai căror număr scade, cloroplastele în care se remarcă biodegradarea tilacoidelor şi acumularea de plastoglobuli şi cromoplastele care se veziculează. În continuare se observă alterarea dictiozomilor şi a reticulului endoplasmatic, precum şi intensificarea procesului de autoliză care are drept consecinţă rarefierea citoplasmei şi scăderea

numărului organitelor celulare. Într-o fază mai avansată de biodegradare se observă acumularea de substanţe electron dense în vacuolă rezultate din oxidarea şi polimerizarea substanţelor fenolice de care se leagă şi alţi compuşi chimici.

În final se remarcă ruperea membranelor plasmatice şi electrondensificarea citoplasmei care se află într-un stadiu avansat de biodegradare.

Jones şi McConchie (995) au studiat modificările care au loc pe parcursul procesului de senescenţă a florilor neclimacterice de lalele.

Conţinutul în apă şi greutatea proaspătă a petalelor hibridului *Silentia* scad rapid pe parcursul a 4 zile după recoltare, moment ce corespunde cu începutul ofilirii petalelor. Intensitatea procesului de respiraţie a petalelor scade rapid în primele două zile după recoltare, în timp ce sinteza etilenei are un ritm scăzut, caracteristic pentru florile neclimacterice. Conţinutul de proteine scade semnificativ în primele trei zile după recoltat. Activitatea lipoxigenazei creşte semnificativ după recoltare. Tratarea petalelor cu o soluţie cu concentraţia de 1 mmol ciclohexemidă, reduce semnificativ activitatea lipoxigenazei, sugerând dependenţa de sinteza proteinelor.

7.3.4. Modificarea calităţii florilor pe parcursul maturării şi senescenţei florilor

Calitatea florilor poate fi apreciată pe baza unor indicatori, care variază în funcţie de specie. Principalii indicatori calitativi care se modifică pe parcursul procesului de senescenţă sunt: turgescenţa, abscisia, modificările de culoare a petalelor şi frunzelor.

Procesul de ofilire a petalelor este determinat de balanţa negativă a apei din florile tăiate şi este stimulat de etilena produsă de către flori. Influenţa etilenei asupra acestui proces este confirmată de faptul că aplicarea tratamentelor cu inhibitori ai acţiunii etilenei ca: acidul aminooxiacetic (200–500 mg/ l) sau cu citochinine a inhibat ofilirea petalelor.

Deschiderea florilor nu este întotdeauna corespunzătoare, iar în cazul inflorescenţelor, deschiderea bobocilor din vârful acestora nu se mai produce.

Van Doorn şi Woltering (1991) menţionează că procesul de deschidere al florilor este numai parţial cunoscut. În cazul speciei *Pharbis nil*, Raab şi Koning (1988) consideră că este implicată interacţiunea dintre etilenă şi gibereline. Deschiderea florilor de

trandafir, soiul *Mercedes*, este stimulată de gibereline (Goszczynska ş.a., 1990). Weis şi Halevy (1989) au constatat că reglarea procesului de deschidere a florilor de *Petunia* se realizează de către giberelinele produse în antere.

Modificările de culoare care afectează atât florile, cât şi frunzele în perioada de maturare şi senescenţă variază în funcţie de specie şi de natura pigmenţilor.

La florile care conţin pigmenţi carotenoizi ca, de exemplu, la *Tagetes patula*, culoarea se intensifică pe parcursul acestei perioade datorită creşterii concentraţiei acestora de la 94,60 mg/ 100 g la 128,74 mg/100 g. Sporirea conţinutului în pigmenţi carotenoizi din ligulele inflorescenţelor de *Gerbera* a fost corelată cu sporirea numărului de cromoplaste şi a plastoglobulilor ce conţin aceşti pigmenţi.

În cazul florilor care conţin pigmenţi antocianici, modificările de culoare sunt foarte diferite. Astfel, florile de *Hibiscus* au o culoare albă în faza de deschidere. Culoarea lor devine roşie-intens la maturitate, ca urmare a sintezei şi acumulării pigmenţilor antocianici (9,65 mg/100g). În perioada de senescenţă conţinutul în antociani scade la 4,07 mg/100 g şi, probabil, datorită formării unor complexe între pigmenţii antocianici şi alţi pigmenţi flavonoizi (copigmentare) determină modificarea culorii în albastru. Înalbăstrirea florilor, în faza de senescenţă, se constată şi la *Dianthus, Petunia* şi *Pelargonium*.

Florile de *Cymbidium* se înroşesc în timpul fazei de senescenţă, ca urmare a biosintezei pigmenţilor antocianici.

Trandafirii din varietatea *Circus* prezintă modificări de culoare specifice. Astfel, în faza de boboc închis, florile au culoarea galbenă datorită conţinutului relativ mare de pigmenţi carotenoizi (26,46 mg/100 g).

La frunze s-a constatat modificarea culorii verzi caracteristice, într-o nuanţă gălbuie. Mecanismul intim al acestui proces nu este bine cunoscut, dar s-a constatat că este controlat pe cale hormonală. Acest proces este stimulat de prezenţa etilenei şi este inhibat de citochinine, în cazul frunzelor de *Alstroemeria* şi *Lilium* (Staden, 1976). D'hont ş.a. (1991) menţionează că tratamentele cu gibereline în concentraţie de 1–5 ppm au un efect pozitiv asupra întârzierii îngălbenirii frunzelor de crizanteme. Efect retardant asupra îngălbenirii frunzelor au avut şi tratamentele cu citochinine, aplicate postrecoltă, prin pulverizare sau prin imersia florilor.

7.4. Interacţiunea petalelor cu alte organe florale

Nichols (1973) a constatat că senescenţa petalelor de garoafe este însoţită de redistribuirea glucidelor din organele florale. Nichols şi Ho (1975) au constatat că în această fază glucidele sunt transportate de la petale spre ovar şi acest proces este stimulat de prezenţa etilenei. În prezenţa tiosulfatului de argint, care inhibă sinteza etilenei, petalele continuă să acumuleze glucide (Dimalla şi Van Staden, 1981).

Rolul ovarului în procesul de senescenţă este încă neclar. Mor ş.a. (1980) au constatat că petalele detaşate îmbătrânesc la fel ca cele nedetaşate şi au ajuns la concluzia că senescenţa nu este influenţată de ovar.

Sacalis ş.a. (1983) au precizat că exudatul extras din gineceul de garoafe induce senescenţa petalelor detaşate. Bufler ş.a. (1980) consideră că acest exudat conţine ACC sintetizat în gineceu, care este transportat apoi spre petale, unde este transformat apoi în etilenă, care induce senescenţa.

7.5. Influenţa factorilor de stres asupra maturării şi senescenţei florilor

Temperatura ambiantă, precum şi umiditatea solului sunt pincipalii factori ai mediului care influenţează procesul de senescenţă.

Seceta determină apariţia timpurie a senescenţei (Borochov ş.a., 1982), datorită faptului că stresul hidric determină biosinteza etilenei şi a acidului abscisic.

Acidul abscisic este sintetizat în rădăcini şi se acumulează în florile de garoafe şi trandafiri. Vardi şi Mayak (1989) au constatat acumularea acidului abscisic în florile de *Petunia* expuse stresului hidric, ceea ce a determinat grăbirea procesului de senescenţă ce s-a evidenţiat prin creşterea permeabilităţii membranelor şi modificarea culorii petalelor în albastru. Rehidratarea florilor a determinat scăderea conţinutului în acid abscisic într-un ritm mai rapid în cazul florilor tinere, care probabil au capacitate mai mare de metabolizare a acestui hormon la forme inactive.

Mayak ş.a. (1985) au constatat că în condiţii de secetă are loc pierderea rapidă a integrităţii membranelor plasmatice din florile de garoafe şi scăderea conţinutului în fosfolipide a acestora. Simultan este afectat şi procesul de biosinteză a proteinelor.

Cercetările efectuate de Borochov ş.a. (1978) au precizat că temperaturile coborâte întârzie procesul de biodegradare a membranelor plasmatice. În cazul florilor de garoafe, Faragher ş.a. (1984) au constatat că expunerea timp de 6 zile la temperaturi coborâte are ca rezultat creşterea conţinutului în fosfolipide din membrane, sporirea activităţii ATP-azei şi creşterea fluidităţii lipidelor membranale.

Gindin, Tirosh şi Mayak (1989) au precizat că inundaţiile determină senescenţa timpurie a florilor de crizanteme, care se caracterizează prin creşterea conţinutului de etilenă din frunze şi rădăcini, diminuarea activităţii superoxiddismutazei şi alterarea ultrastructurii mitocondriilor din rădăcini.

7.6. Abscisia florilor

Abscisia sau căderea bobocilor florali sau a petalelor constituie una din cauzele care reduc durata de viaţă a florilor, în special a celor care au inflorescenţe de tip racem, cu flori în diferite faze de dezvoltare ca: *Antirrhinum, Lupinus, Delphinium*, precum şi la unele orhidee.

Hubermann şi Goren (1979) au precizat că abscisia nu este un proces pasiv, ci necesită participarea unui ARNm specific care codifică sinteza protein-enzimelor ce catalizează reacţiile de sinteză a hormonilor implicaţi în acest proces. Abscisia este stimulată de etilenă, acidul abscisic se pare că nu este necesar pentru acest proces, iar auxina are un rol antagonist cu etilena (Smith, 1999).

În general, abscisia are loc într-o etapă caracteristică a procesului de maturare a frunzelor şi florilor, iar temperaturile ridicate, leziunile, precum şi procesul de polenizare şi fecundaţie pot să stimuleze acest proces.

Semnalul care induce procesul de abscisie nu a fost încă identificat, dar s-a constatat că în timpul procesului respectiv are loc modificarea expresiei genelor şi sinteza unor proteine, unele dintre acestea fiind enzime hidrolitice.

Zona de abscisie are o poziţie ce variază în funcţie de specie şi soi. Această zonă este alcătuită din câteva rânduri de celule cu dimensiuni mici şi citoplasmă densă. În ele se constată intensificarea activităţii pectinmetilesterazei şi a poligalacturonazei ce catalizează biodegradarea substanţelor pectice care alcătuiesc lamela mediană, precum şi a celulazei, care catalizează biodegradarea pereţilor celulari. Ca urmare, celulele din zona de abscisie se desprind unele de al-

tele, cu excepţia ţesutului conducător, care se rupe la adierea vântului.

Etilena, se pare, este factorul principal care determină abscisia florilor, iar acidul abscisic stimulează abscisia numai la câteva specii. Woltering (1987) menţionează că abscisia inflorescenţelor, florilor, petalelor florilor, sau a bobocilor florali, este determinată de etilenă la unele plante, cum sunt: *Browallia, Fuchsia* şi *Hibiscus*. De asemenea, căderea frunzelor la *Schefflera* este determinată de sensibilitatea foarte mare a acestei specii faţă de etilenă.

Acidul abscisic aplicat sub formă de stropiri a determinat abscisia florilor de *Begonia* şi a petalelor de *Linum*. Swanson ş.a. (1975) au constatat creşterea conţinutului de acid abscisic liber din *Hibiscus rosa sinensis*, în faza de cădere a petalelor şi realizarea unui maxim în faza de cădere a caliciului. Cu toate acestea, conţinutul de acid abscisic endogen nu a fost corelat cu abscisia bobocilor florali de la *Begonia* (Hanisch Ten Cate ş.a., 1975).

Halevy ş.a. (1989) au constatat că polenizarea stimulează biosinteza etilenei în florile de *Cyclamen*, ceea ce induce abscisia lor rapidă. Stead şi Moore (1979) au precizat că în cazul florilor de *Digitalis*, biosinteza etilenei şi abscisia corolei este determinată de simpla polenizare şi se produce înainte ca tubul polinic să străbată stilul şi să aibă loc fecundarea.

Abscisia bobocilor florali are loc, de obicei, ca urmare a acţiunii factorilor de stres. Astfel, s-a constatat că expunerea la întuneric timp de 4–6 zile a florilor de *Hibiscus* determină căderea bobocilor florali cu o porţiune de pedicel de 3 mm (Meeteren şi Van Gleder, 1995).

Van Meeteren şi Van Gelder (1995) au semnalat că procesul de abscisie a bobocilor de *Hibiscus* este stimulat de întuneric. După 4–6 zile se formează o zonă de abscisie la 3 mm de boboc şi creşte conţinutul de etilenă şi ACC din acesta. Înlăturarea florii stimulează abscisia restului de peduncul, iar prezenţa acesteia inhibă acest proces. Rezultă că bobocul floral este o sursă de substanţe stimulatoare a abscisiei, precum şi de substanţe inhibitoare a procesului respectiv.

McKenzie şi Lovell (1992) au urmărit procesul de abscisie la unele specii floricole monocotiledonate şi au constatat că în acest proces sunt implicate diferite organe florale. Astfel, la:

- *Aspidistra elatior* – florile şi organele florale persistă şi după senescenţă.
- *Strelitzia reginae*
- *Hyacinthus orientalis*

- *Amaryllis belladona*
- *Gladiolus ×colvillei*
- *Crocus chrysanthus*
- *Iris foetidissima*
- *Freesia refracta* – periantul, stilul şi staminele cad.

- *Lilium longifolium* – Periantul şi staminele cad, în timp ce stilul persistă.
- *Tulipa hibrizi*
- *Asparagus plumosus* – cad petalele şi celelalte organe florale persistă.
- *Sansevieria trifasciata*
- *Yucca filamentosa*
- *Hemerocallis fulva*
- *Chlorophytum comosum*

Întârzierea procesului de abscisie a florilor s-a realizat prin aplicarea unor tratamente cu substanţe inhibitoare a sintezei etilenei (aminoetoxivinil glicină) sau cu acid α-naftil acetic (30–50 ppm), hidrazidă maleică (200–400 ppm), acid citric (500 ppm) etc. Meeteren şi Slootweg (1986) au precizat că tratarea frunzelor de crin asiatic cu tiosulfat de argint reduce cu 20 % proporţia de boboci florali care cad după recoltare. Van Doorn şi Woltering (1991) au relevat speciile floricole la care tratamentul cu tiosulfat de argint previne căderea florilor. Dintre acestea se menţionează: *Aconitum, Alstroemeria, Antirrhinum, Aquilegia, Asclepias, Delphinium, Euphorbia fulgens, Lathyrus, Lilium* (hibrizi asiatici).

Acidul α-naftilacetic aplicat în concentraţie de 30–50 ppm a redus abscisia la florile tăiate şi la plantele în ghivece la *Dendrobium* (Boyd, 1965), *Lathyrus* (Halevy, 1967), *Bugainvillea* (Borochov ş.a., 1975), *Paeonia* (Whiteman, 1949) etc.

Ruge (1957) a constatat că acidul 2,4-diclorfenoxi acetic în concentraţie de 100–300 ppm întârzie căderea florilor la *Antirrhinum, Clarkia, Delphinium* şi *Escholtzia*.

Cercetările efectuate de Mohan Ram şi Rao (1977) au scos în evidenţă efectul pozitiv al soluţiilor de hidrazidă maleică (200–400 ppm) şi de acid citric (500 ppm), asupra întârzierii abscisiei florilor de Lupinus.

Tot în vederea inhibării abscisiei florilor s-a urmărit ameliorarea unor specii floricole, cum sunt gura-leului şi muşcatele, prin inducerea sterilităţii polenului pentru a preveni fecundarea (Marks, 1969), crearea unor soiuri care nu prezintă organe reproducătoare (Kofranek, 1958) şi selecţia în vederea creşterii rezistenţei la acţiunea concentraţiilor scăzute de etilenă (Honey, 1958).

BCU "Ion Creangă" CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Capitolul 8
Particularităţile fiziologice ale păstrării florilor tăiate

Florile tăiate sunt organe vii ale plantelor floricole, cu activitate metabolică foarte intensă, supuse aceluiaşi proces de îmbătrânire, ca şi plantele întregi.

Florile, spre deosebire de alte organe ale plantelor care se păstrează (ex. legume şi fructe), au o structură mai complexă, fiind alcătuite din mai multe unităţi morfologice: sepale, petale, stamine, pistil, peduncul şi, la unele specii, şi frunze. Fiecare dintre aceste componente ale florii au o structură complexă şi, ca urmare, diferă atât din punct de vedere morfologic, cât şi fiziologic.

După recoltarea florilor, prin întreruperea legăturii cu planta-mamă, se stimulează procesele de catabolism, scurtându-se durata de viaţă a acestora. Din această cauză este necesar să se cunoască metabolismul specific şi influenţa diferiţilor factori endogeni şi exogeni asupra metabolismului şi implicit asupra perioadei de menţinere a calităţii florilor.

În ultimul timp s-a acordat o atenţie deosebită ameliorării florilor şi realizării de soiuri cu capacitate bună de păstrare şi rezistente la boli. Astfel, în Norvegia se cercetează ameliorarea hibridului *Begonia* x *cheimanta* din care se produce anual peste 1 milion de plante (Alexe, 1997).

Există, de asemenea, preocupări în vederea producerii de modificări genetice, care să conducă la inhibarea biosintezei etilenei şi la creşterea rezistenţei florilor la acţiunea acesteia (Bovy ş.a., 1975). Recent au fost izolate din *Arabidopsis thaliana* câteva gene implicate în biosinteza etilenei (Bovy ş.a., 1995). Acestea au fost utilizate pentru inhibarea sintezei etilenei în garoafe şi pentru prelungirea vieţii lor de vas. Einset şi Kopperund (1995) au obţinut plante transgenice

de *Begonia* x *hiemalis*, soiul *Hanne* care au avut o activitate redusă a ACC sintazei şi o sinteză redusă a etilenei (0,2 nl/ g/ oră), iar Boer ş.a. (1993) au izolat genele care sunt implicate în alungirea tijei la lalele.

Derks ş.a. (1995) au obţinut prelungirea vieţii de vas a trandafirilor prin introducerea unei gene care codifică activitatea antibacteriană, împiedicând, astfel, blocarea vaselor conducătoare, ofilirea rapidă şi aplecarea bobocului.

Datorită faptului că florile se recoltează înainte de maturitate, pe durata perioadei de păstrare, se disting două etape:

- În prima etapă are loc creşterea şi dezvoltarea bobocilor florali, până la deschiderea completă a florilor.
- În cea de a doua etapă are loc maturarea şi senescenţa florilor.

Metodele tehnologice folosite pentru păstrarea florilor trebuie să fie adecvate fazei de creştere şi dezvoltare. Astfel, în prima etapă trebuie să se asigure condiţiile pentru creşterea şi dezvoltarea florilor, iar în cea de a doua trebuie să se întârzie procesele fiziologice care conduc la maturare şi senescenţă.

8.1. Factorii de cultură care influenţează capacitatea de păstrare a florilor tăiate

Continuarea vieţii după recoltare necesită ca florile să aibă asigurate condiţiile indispensabile vieţii: apa şi substratul energetic.

Factorii de cultură au o influenţă deosebită asupra capacităţii de păstrare a florilor. Calitatea şi capacitatea de păstrare sunt deja prestabilite la momentul de recoltare. Holley (1964) apreciază că circa o treime din viaţa florilor după recoltare este influenţată de factorii mediului de cultură, restul, două treimi, depinzând de condiţiile care se realizează după recoltare, iar Staby ş.a. (1975) consideră că 75 % din potenţialul de viaţă al florilor tăiate este determinat de condiţiile mediului de cultură.

Lumina poate să influenţeze capacitatea de păstrare a florilor prin cantitatea de glucide produse în fotosinteză şi acumulate în petalele florilor. Aceasta poate să reprezinte cel mai important factor prerecoltă care influenţează calitatea florilor. Astfel, garoafele (Mayak şi Dilley, 1976) şi crizantemele (Kofranek ş.a., 1970), cultivate în condiţii de intensitate luminoasă redusă, îmbătrânesc mai repede comparativ cu cele cultivate în condiţii de intensitate lumunoasă ridicată.

Intensitatea luminoasă redusă întârzie lignificarea tulpinii, favorizează alungirea excesivă a acesteia şi aplecarea bobocului. În cazul trandafirilor, umbrirea bobocilor florali în perioada de sinteză a antocianilor favorizează modificarea culorii din roşu în albastru.

Temperatura ridicată din timpul perioadei de creştere şi maturare a florilor poate să conducă la un consum mai ridicat de glucide, ceea ce determină o durată de viaţă de vas mai mică (Staby ş.a., 1975). Rezultate similare s-au obţinut la *Freesia* (Yokoi ş.a., 1975), *Tulipa* (Yokoi ş.a., 1977), *Iris* (Kosugi ş.a., 1976), şi la *Dianthus* (Kohl şi Nelson, 1965).

Hanan (1959) consideră că durata de păstrare a florilor de garoafe se reduce numai dacă temperatura din sere depăşeşte 25 °C, iar Moe (1975) a constatat că trandafirii expuşi în ultimele trei săpămâni înainte de recoltare la temperaturi mai mari de 27°C prezintă o capacitate de păstrare redusă.

Expunerea la temperaturi ridicate a trandafirilor cu 7 zile înainte de recoltare determină scăderea conţinutului în antociani al petalelor (Biron şi Halevy, 1974), în timp ce diminuarea temperaturii determină creşterea conţinutului în antociani din petale. În general, temperaturile coborâte generează acumularea fenolilor, ceea ce conduce la reducerea duratei vieţii de vas.

Temperatura optimă pentru cultura trandafirilor şi a garoafelor, care asigură o bună capacitate de păstrare a florilor, este de 20–21°C. Scăderea temperaturii în timpul nopţii la 10°C conferă florilor de *Freesia, Iris* şi *Tulipa* o calitate superioară (Nowak şi Rudnicki, 1990).

Se acceptă, în mod unanim, că temperatura în asociere cu lumina influenţează intensitatea procesului de fotosinteză, cantitatea de substanţe de rezervă şi prin aceasta calitatea şi durata vieţii de vas a florilor.

Umiditatea relativă a aerului din sere reprezintă un alt factor important care condiţionează calitatea florilor tăiate. Mortensen şi Fjeld (1995) au constatat că temperatura de 19 °C şi umiditatea relativă a aerului de 65–85% nu influenţează calitatea vieţii de vas a trandafirilor. Creşterea umidităţii relative la 90% determină scăderea duratei vieţii de vas, aplecarea bobocului şi stimulează dezvoltarea agenţilor patogeni.

Umiditatea solului scăzută sau în exces constituie un factor de stres ce reduce calitatea florilor.

Tehnologia aplicată culturii influenţează în mod diferit calitatea şi capacitatea de păstrare ale acestora. Holley ş.a. (1963) a constatat

că deficitul de potasiu şi calciu reduc durata vieţii de vas a garoafelor, dar acelaşi lucru s-a constatat şi în cazul excesului de calciu. În cazul gladiolelor, aplicarea sulfatului de potasiu în doză de 4 g K/m^2 produce un număr maxim de flori în inflorescenţă (Roychowdhury şi Roychowdhury, 1995). Diametrul maxim al florilor a fost obţinut în cazul aplicării unei doze de 8 g K/m^2, sub formă de sulfat de potasiu.

Azotul nu influenţează asupra vieţii de vas a garoafelor (Kulwick, 1968), însă excesul de azot reduce durata vieţii de vas a crizantemelor (Waters, 1967). Noordergraaf (1995) menţionează că nutriţia minerală abundentă şi în special cu azot, în ultima perioadă de cultură, reduce durata de menţinere a calităţii florilor tăiate.

Mayak şi Kofranek (1976) au constatat că asigurarea unui regim hidric uşor deficitar în culturile floricole conduce la realizarea unor flori cu durata vieţii de vas mai lungă comparativ cu cele provenite din culturi normal irigate.

8.2. Gradul de maturitate al florilor la recoltare

Gradul de maturitate al florilor la recoltare influenţează conţinutul acestora în substanţe de rezervă şi datorită acestui fapt reprezintă un factor important ce condiţionează durata vieţii după recoltare.

Recoltarea prea timpurie nu poate asigura deschiderea completă a florilor, în cazul bobocilor de trandafir determină aplecarea acestuia din cauza ţesuturilor insuficient lignificate (Parups şi Voisey, 1976), iar în cazul florilor de *Gerbera* îndoirea tijei se datorează existenţei cavităţii în centrul tijei florale (Meeteren, 1978).

Recoltarea mai tardivă asigură existenţa unei cantităţi mai mari de substanţe de rezervă, dar scurtează durata vieţii de vas. Conţinutul de substanţe de rezervă din flori este determinat şi de perioada din zi când se face recoltarea. Din această cauză recoltarea trandafirilor după masă, când amidonul mai este depozitat în cloroplastele din frunze, a contribuit la realizarea unei durate de viaţă mai lungi (El Gamasy şi El Fatah, 1969). Rezultatele nu au fost confirmate în cazul florilor de *Gerbera* care nu au frunze pe tija florală (Sytsema, 1968).

În general, florile sunt recoltate la stadiul cel mai timpuriu care asigură deschiderea completă a florii şi menţinerea calităţii acestora la cumpărător. Datorită acestui fapt, recoltarea se face în diferite faze fenologice. Nowak şi Rudnicki (1990) recomandă recoltarea florilor în următoarele faze:

Achillea filipendula	când florile sunt complet deschise.
Agapanthus umbellatus	1/4 din flori deschise.
Alstroemeria (hibrizi)	4 –5 flori deschise în inflorescenţă.
Amaranthus	1/2 din flori deschise.
Amaryllis spp.	bobocii florali coloraţi.
Anemone coronaria	bobocii florali încep să se deschidă.
Anthurium spp.	spadixul aproape complet format.
Antirrhinum majus	1/3 din flori deschise.
Aquilegia (hibrizi)	1/2 din flori deschise.
Alendula officinalis	flori complet deschise.
Callistephus chinensis	flori complet deschise.
Camellia japonica	flori complet deschise.
Campanula glomerata	1/2 din flori deschise.
Centaurea moschata	bobocii florali încep să se deschidă.
Chrysanthemum spp.	flori complet deschise.
Clivia miniata	1/4 flori deschise.
Convallaria majalis	1/2 flori deschise, iar mugurul terminal nu mai este verde.
Coreopsis grandiflora	flori complet deschise.
Cymbidium spp.	3–4 zile înainte de deschiderea florilor.
Dahlia variabilis	flori complet deschise.
Dianthus caryophyllus	1/2 flori deschise.
Freesia (hibrizi)	primul mugur începe să se deschidă.
Gardenia jasminoides	florile aproape complet deschise.
Gerbera jamesonii	rândul exterior de flori are polen.
Gladiolus spp.	1–5 muguri coloraţi.
Gypsophila paniculata	flori deschise, dar nu supramaturate.
Hemerocallis spp.	florile pe jumătate deschise.
Hyppeastrum (hibrizi)	florile pe jumătate deschise.
Iris germanica	bobocii florali coloraţi.
Kalanchoe (hibrizi)	1/2 flori deschise.
Lathyrus odoratus	1/2 flori deschise.
Lilium spp.	bobocii florali coloraţi.
Matthiola incana	1/2 flori deschise.
Narcissus spp.	Faza de boboc închis.

Nerine bowdenii	bobocii florali bătrâni aproape deschişi.
Ornithogalum umbelatum	bobocii florali coloraţi.
Paeonia spp.	bobocii florali coloraţi.
Papaver somniferum	bobocii florali coloraţi.
Phlox paniculata	1/2 flori deschise.
Polianthes tuberosa	majoritatea florilor deschise.
Primula spp.	1/2 flori deschise.
Ranunculus asiaticus	bobocii florali încep să se deschidă.
Rosa – flori roşii	primele 2 petale încep să se detaşeze de boboc.
– flori galbene	mai repede ca trandafirii roşii
– flori albe	mai târziu ca trandafirii roşii.
Rudbeckia bicolor	flori complet deschise.
Scabiosa purpurea	flori complet deschise.
Strelitzia reginae	prima floare deschisă.
Tagetes erecta	flori complet deschise.
Tropaeolum majus	flori complet deschise.
Tulipa gesneriana	bobocul colorat pe jumătate.
Viola odorata	florile aproape deschise.
Zinnia elegans	flori complet deschise.

8.3. Manipularea, sortarea, ambalarea şi transportul florilor

Manipularea, sortarea, ambalarea şi transportul au o influenţă evidentă asupra menţinerii calităţii florilor la cumpărător (Lutz şi Hardenburg, 1962).

Manipularea, sortarea şi ambalarea trebuie să se facă cu multă atenţie şi rapiditate astfel încât să se evite expunerea îndelungată a florilor la condiţiile mediului ambiant.

Înainte ca florile să fie transportate, se aplică un tratament de fortificare de scurtă durată, mai ales în cazul florilor care se transportă o durată mai mare de timp (Borochov ş.a.,1975), cât şi prerăcirea florilor la 0–1°C (Borochov şi Mayak, 1973 ; Halevy ş.a., 1975). În timpul transportului trebuie să se asigure condiţii optime de temperatură, umiditate relativă şi, eventual, ale compoziţiei aerului. Temperatura optimă variază în funcţie de genul, specia şi soiul florilor între 1 şi 6°C, iar umiditatea relativă a aerului între 85 şi 90%.

8.4. Condiţiile de păstrare a florilor tăiate

Condiţiile de păstrare a florilor în perioada care precede comercializarea lor trebuie să asigure diminuarea intensităţii proceselor metabolice şi menţinerea rezervelor de substanţe nutritive din celulele florilor.

Temperatura constituie principalul factor care influenţează păstrarea florilor (Amăriuţei, 1982). Creşterea temperaturii de păstrare determină intensificarea proceselor metabolice şi scurtarea duratei de păstrare a florilor. Reid (1991), ţinând cont de valoarea Q_{10}, a calculat ritmul de depreciere a calităţii florilor, care creşte de la 1 % / zi, la temperatura de 0 °C, la 25 %/ zi, la temperatura de 30 °C (*Tabelul 8.1*).

Tabelul 8.1. **Ritmul de deteriorare a florilor tăiate în funcţie de temperatură**

Temperatura	Q_{10}	*Rata relativă a metabolismului*	*Durata relativă a vieţii de vas*	*Pierderi/ zi, %*
0	–	1	100	1
10	5	5	20	5
20	3	15	7	14
30	2	30	4	25

Temperatura determină modificarea capacităţii aerului pentru vaporii de apă, ceea ce conduce la scăderea valorii umidităţii relative a aerului. Ţesuturile florilor conţin mai mult de 90 % apă, iar scăderea umidităţii relative a aerului măreşte deficitul presiunii vaporilor de apă (VPD) dintre ţesuturi şi atmosferă, intensificând procesul de transpiraţie. Din acest considerent trebuie evitată fluctuaţia temperaturii din spaţiul de păstrare.

Florile trebuie păstrate la temperaturile optime, care sunt caracteristice pentru o anumită specie, soi sau grad de maturitate (Rudnicki ş.a., 1986). Florile originare din zonele tropicale şi subtropicale sunt sensibile la expunerea la temperaturi critice, la care se produc dereglări ale proceselor fiziologice ce se manifestă prin necroze, accelerarea pierderii apei, ofilirea frunzelor şi creşterea sensibilităţii la atacul microorganismelor patogene. Datorită acestui fapt, temperatura de păstrare a acestor specii variază între 10 şi 12 °C. Temperatura optimă de păstrare pentru cele mai multe specii originare din

zonele cu climat temperat variază între 0,5 şi 4,5 °C, dar cerinţele pentru temperatură ale diferitelor specii sunt foarte variate:

0...1 °C pentru: *Dianthus, Chrysanthemum, Narcissus, Tulipa, Rosa, Hyacinthus, Freesia* (Carow, 1978);

8 °C pentru: *Strelitzia*;

13 °C pentru: *Anthurium*;

12–18 °C pentru orhidee sau alte flori de origine tropicală.

Umiditatea relativă a aerului trebuie să asigure inhibarea procesului de transpiraţie şi să menţină turgescenţa florilor pe durata păstrării. Valoarea acestui factor de păstrare variază în funcţie de modul de păstrare a florilor.

În cazul păstrării florilor în apă, umiditatea relativă a atmosferei poate fi mai scăzută, variind între 60 şi 65%, după Sytsema (1975), sau între 60 şi 70%, după Kofranek (1981).

Florile păstrate fără apă, în condiţii frigorifice, necesită o umiditate relativă a aerului mai ridicată, pentru a-şi menţine turgescenţa. Valoarea optimă a acestui parametru variază între 90 şi 95 %, în cazul în care florile nu sunt ambalate, şi este mai scăzută, în cazul în care florile sunt ambalate în cutii sau în saci de polietilenă. Umiditatea mai scăzută împiedică dezvoltarea microorganismelor parazite pe florile ambalate.

Lumina are un efect mai redus asupra păstrării florilor. Se utilizează doar pentru a evita îngălbenirea frunzelor la trandafiri, crini, lalele etc.

Circulaţia aerului este necesară pentru omogenizarea factorilor de păstrare, pentru grăbirea procesului de răcire a florilor şi este utilizată şi pentru admisia de aer din exterior. În felul acesta se reduce concentraţia de etilenă din spaţiul de păstrare sau se elimină complet.

Compoziţia atmosferei din spaţiile de depozitare a florilor poate să influenţeze metabolismul acestora şi prin aceasta durata vieţii de vas. Acumularea etilenei în spaţiile de depozitare a florilor în concentraţii ce depăşesc 0,05 µl/l accelerează procesul de senescenţă al acestora (Reid şi Kofranek, 1981).

Calitatea apei utilizată pentru păstrarea florilor poate avea efecte deosebite asupra capacităţii de păstrare a acestora. Astfel, prezenţa fluorului în concentraţie de până la 5 mg/l reduce viaţa de vas şi produce vătămări la trandafiri, gladiole, gerbera, crizanteme, gura-leului etc.

Pretratarea florilor înainte de depozitarea lor la temperaturi coborâte contribuie la prelungirea duratei vieţii de vas a acestora. Cercetările efectuate de Jones (1991) au precizat că pretratarea florilor de *Leucadendron*, soiul *Silvan Red*, cu o soluţie ce conţine 20% zaharoză şi 100 ppm clor, timp de 24 de ore, a determinat după 42 de zile de păstrare la 1°C, prelungirea vieţii de vas cu 500%.

Ranwala şi Miller (1998) au cercetat efectul păstrării frigorifice asupra calităţii şi a vieţii de vas a florilor de crin. S-a constatat că păstrarea florilor de crin la temperatura de 4, 7 sau 10°C, la întuneric, timp de 2 săptămâni a determinat cloroza frunzelor în proporţie de 60% şi abscisia frunzelor în proporţie de 40%, după 20 de zile de viaţă de vas. Păstrarea în condiţii frigorifice reduce durata de deschidere a bobocilor, longevitatea florilor şi determină căderea bobocilor. La temperatura de 1°C, deprecierile calitative ale florilor sunt mai severe, iar mugurii cad în proporţie de 10 %. Iluminarea spaţiului de păstrare la o intensitate de 40 μmol/ m^2/s, în timpul păstrării florilor de crin la temperatura de 4°C, reduce semnificativ cloroza frunzelor şi căderea mugurilor.

Durata de păstrare fără apă (păstrare uscată) a florilor variază, după Nowak şi Rudnicki (1990), în funcţie de specie astfel:

Anthurium	4 săptămâni, la 13 °C.
Camellia japonica	21– 42 de zile, la 7 °C.
Chamaedorea elegans	14–21 de zile, la 14 °C.
Chrysanthemum	3 săptămâni, la 1 °C.
Cordyline terminalis	14–21 de zile, la 7–10 °C.
Dianthus	16–24 de săptămâni, la 0–1 °C.
Gladiolus	4 săptămâni, la 4 °C.
Lilium	6 săptămâni, la 1 °C.
Narcissus	2 săptămâni, la 1 °C.
Rosa	2 săptămâni, la 0,5–3 °C.
Strelitzia reginae	4 săptămâni, la 8 °C.
Tulipa	8 săptămâni, la 0–1 °C.

Durata de păstrare în apă şi fără apă, învelite în hârtie, a unor specii floricole, variază, după Dutch Growers (1979), conform datelor din *tabelul 8.2.*

Rehidratarea florilor trebuie făcută întotdeauna înainte de valorificarea acestora, pentru îmbunătăţirea aspectului lor comercial. Un factor-cheie în acest proces îl constituie temperatura. Van Meeteren (1989) a constatat că rehidratarea florilor de crizanteme are loc mai

Tabelul 8.2. **Durata de păstrare în apă şi fără apă a unor specii floricole**

Genul sau specia	*Tipul de păstrare*	*Temperatura, °C*	*Zile*
Dianthus William Sim	în apă	0–1	3
		9–10	4
	în apă	0–1	3
		9–10	0
Chrysanthemum White Spider	în apă	0–1	7
		9–10	7
	fără apă	0–1	6
		9–10	4
Freesia Ballerina	în apă	0–1	7
		9–10	5
	fără apă	0–1	2
		9–10	1
Lilium Enchantment	în apă	0–1	7
		9–10	1
	fără apă	0–1	3
		9–10	2
Narcissus Carlton	în apă	0–1	7
		9–10	3
	fără apă	0–1	7
		9–10	3
Rosa Sonia	în apă	0–1	7
		9–10	5
	fără apă	0–1	3
		9–10	3
Tulipa Apeldoorn	în apă	0–1	7
		9–10	4
	fără apă	0–1	4
		9–10	1

repede dacă temperatura apei este mai scăzută. Rezultate similare s-au obţinut şi la trandafiri. Sacalis (1989) a obţinut rezultate bune întrebuinţând apă caldă cu temperatura de 40°C. Slootveg (1995) a semnalat că variaţia cantităţii de apă absorbită de flori nu se datoreşte temperaturii, ci modificării gradului de saturaţie cu aer a apei. Astfel, temperatura nu influenţează asupra rehidratării florilor în cazul utilizării apei degazificate.

D'hont ş.a. (1991) au efectuat, la florile de crizanteme, tratamente postrecoltă cu nonylphenolpolyglycoleter (detergent), în concen-

traţie de 0,25 g/l. Acest tratament a determinat creşterea ritmului de absorbţie a apei, menţinerea în condiţii mai bune a turgescenţei, a culorii frunzelor şi stimulează creşterea diametrului florilor, comparativ cu martorul netratat.

Calitatea florilor reprezintă un caracter genetic care se apreciază pe baza unor indicatori specifici: rezistenţa la deshidratare şi la temperaturile coborâte din timpul păstrării fără apă, forma, culoarea florilor şi a frunzelor, parfumul, turgescenţa florilor şi a frunzelor, capacitatea de a se deschide, durata vieţii de vas, numărul de flori deschise dintr-o inflorescenţă, rezistenţa la boli şi la dereglări fiziologice etc.

8.5. Procesele fiziologice în timpul păstrării florilor tăiate

Desfăşurarea proceselor fiziologice în florile tăiate constituie un factor prioritar ce determină durata vieţii de vas.

Transportul substanţelor între flori, frunze şi peduncul şi tija florală şi între flori şi soluţia conservantă determină balanţa apei, asigurarea cu substrat respirator şi contribuie la menţinerea calităţii florilor. Blocarea vaselor conducătoare din tija florală constituie unul din factorii care frânează transportul substanţelor şi limitează durata de păstrare a florilor tăiate.

Sfârşitul vieţii la multe specii de flori tăiate este caracterizat prin ofilirea acestora, chiar dacă sunt menţinute în apă. Ofilirea lor se datorează deficitului hidric, care depinde de capacitatea de absorbţie şi de transport a apei prin vasele conducătoare din tijă, de intensitatea transpiraţiei şi capacitatea de reţinere a apei de către ţesuturile florilor.

Absorbţia şi circulaţia apei prin vasele conducătoare ale tijelor este condiţionată de mai mulţi factori, dintre care cel mai important s-a dovedit a fi prezenţa microorganismelor (Burdett, 1970; Aarts, 1987). Flora microbiană, care se dezvoltă la baza tijelor şi în apa de păstrare a florilor, obturează vasele conducătoare ale tijelor, fie direct prin gruparea în jurul secţiunii de la baza tijei, fie indirect prin substanţele pe care le produc (Durkin şi Kuc, 1966; Accati ş.a., 1981). În cazul florilor de trandafir, unul din factorii care determină blocarea vaselor conducătoare îl constituie formarea unor macromolecule în urma biodegradării pereţilor xilemului (Van Doorn ş.a., 1991).

Van Doorn ş.a. (1991) au determinat flora bacteriană existentă în apa în care s-au păstrat florile de trandafir. Speciile de *Pseudomonas* au reprezentat mai mult de 70 % din totalul bacteriilor de pe suprafaţa secţionată şi din vasele conducătoare. Speciile de *Enterobacter* (mai ales, *E. agglomerans*) au reprezentat mai puţin de 10 %. *Acinetobacter, Aeromonas, Alicaligenes, Bacillus, Citrobacter* şi *Flavobacterium* au fost observate sporadic.

În afară de obturaţiile de origine microbiană, au fost identificate şi obturaţii produse de substanţe de natură pectică, rezultate din descompunerea pereţilor celulari, prin intermediul enzimelor pectolitice (Burdett, 1970).

Pentru a evita formarea florei bacteriene şi obturaţiile de origine pectică care se formează la baza tijei, în cazul păstrării florilor în apă, este necesar să se împrospăteze zilnic secţiunea de la baza tijei şi să se schimbe apa. Soluţiile conservante asigură absorbţia şi circulaţia apei prin tijă, deoarece conţin substanţe ce împiedică dezvoltarea microorganismelor. De asemenea, pH-ul scăzut al soluţiilor nutritive inhibă activitatea enzimelor pectolitice implicate în blocarea vaselor conducătoare şi chiar inmulţirea microorganismelor (Marousky, 1971; Aarts, 1987).

Absorbţia apei poate fi micşorată şi de unele substanţe elaborate de tije, independent de acţiunea microorganismelor. Apa de păstrare poate extrage fenoli din celulele de la baza frunzelor şi ale tijei unor specii floricole, cum sunt: *Chrysanthemum, Gerbera, Rosa, Syringa* etc. Aceştia se oxidează, intoxică celulele şi blochează vasele conducătoare, împiedicând circulaţia apei prin tijă. De asemenea, în apa de păstrare au fost identificaţi dextrani şi compuşi similari, care în concentraţie foarte mică determină ofilirea florilor. Pentru a reduce conţinutul de substanţe toxice din apa de păstrare, este necesar să se îndepărteze frunzele de la baza tijei, în cazul speciilor cu tije, care prezintă frunze.

Un alt factor care inhibă transportul apei prin tijele florale îl constituie formarea bulelor de aer, la nivelul secţiunii vaselor lemnoase (Crafts, 1968). Aceste bule avansează pe traiectul vaselor, pe durata sortării, manipulării şi transportului, iar în momentul introducerii tijelor în apă, împiedică absorbţia şi circulaţia acesteia.

Pentru a se evita pătrunderea bulelor de aer în vasele conducătoare ale tijelor, este necesar să se execute împrospătarea secţiunii sub apă şi să se folosească apă caldă fără bule de aer, care reduce şi oxidarea fenolilor degajaţi de unele specii floricole.

Procedeul de opărire a bazei tijelor la speciile cu tije brunificate şi care secretă latex, are drept scop deblocarea vaselor de bulele de aer şi de substanţe de natură pectică şi de latex, care împiedică absorbţia şi circulaţia apei prin tijele florale.

Lezarea vaselor conducătoare la recoltarea florilor constituie un alt factor care poate conduce la blocarea mecanică a acestora şi la inhibarea absorbţiei apei (Dixon şi Petterson, 1989).

Van Dorn ş.a. (1991) au constatat că ofilirea florilor de liliac este determinată de formarea în vasele lemnoase a tilelor, proces ce este stimulat de etilenă. Inhibitorii etilenei (citratul de hidroxichinoleină) şi ai activităţii etilenei (azotatul de argint) inhibă formarea tilelor.

Reducerea absorbţiei şi circulaţiei apei prin vasele conducătoare generează un deficit hidric care reduce turgescenţa ţesuturilor florilor.

O consecinţă a deficitului hidric îl constituie aplecarea tijei, imediat sub floare, întâlnită la unele specii floricole (trandafiri, gerbera etc.).

Transpiraţia reprezintă principalul proces care conduce la deshidratarea celulelor. Eliminarea din ţesuturi a unei cantităţi relativ mici de apă, 2–5 %, determină ofilirea florilor şi pierderea valorii comerciale.

Prezenţa frunzelor pe tija floral, ca de exemplu la garoafe sau la trandafiri, asigură o suprafaţă mai mare de schimb cu mediul ambiant şi din această cauză pierderile de apă sunt mai mari, cu toate că după recoltare stomatele se închid. În condiţiile înlăturării frunzelor Carpenter şi Rasmussen (1974) au constatat că pierderile de apă sunt mai mari, în cazul garoafelor, comparativ cu trandafirii, din cauză că primele au pe tija floral un număr mai mare de stomate funcţionale.

Pierderea apei din ţesuturile florilor este influenţată de potenţialul osmotic din celulele petalelor. Consumul glucidelor din flori, în procesul de respiraţie, determină scăderea presiunii osmotice din celule, intensificarea procesului de transpiraţie, pierderea turgescenţei şi ofilirea florilor. Soluţiile conservante ce conţin zaharoză reduc cantitatea de apă absorbită de către tije, dar florile cresc mai mult în greutate comparativ cu cele păstrate în apă, ca urmare a influenţei zaharozei asupra închiderii parţiale a stomatelor şi reducerii intensităţii transpiraţiei (Marousky, 1971; Borochov ş.a., 1976; Durkin, 1979).

Pierderea apei din ţesuturile florilor este influenţată de factorii externi: temperatură, umiditatea relativă a aerului şi lumina. În condiţii

de temperatură scăzută şi umiditate relativă a aerului ridicată, florile pierd mai puţină apă. Cercetările efectuate de Carpenter (1973), evidenţiază că lumina are un efect semnificativ asupra absorbţiei şi circulaţiei apei prin tija florilor, controlând deschiderea stomatelor.

Schimbul de substanţe dintre flori şi soluţia de păstrare este un aspect mai puţin cercetat. Burzo ş.a. (1995) au studiat schimbul de substanţe dintre florile de *Freesia, Rosa, Dianthus, Gerbera* şi *Chrysanthemum* şi soluţia de păstrare. Cercetările au dovedit că florile absorb preferenţial zaharoza din soluţia conservantă şi elimină electroliţi, astfel încât conţinutul în substanţe osmotic active să nu se modifice evident. Cantitatea de electroliţi eliminaţi depinde de specie. Astfel, media pe 6 zile, exprimată în μS/g/ml/zi este de 0,33 pentru *Freesia,* soiul *Golden Melody*, 0,50 pentru garoafe, soiul *Tanga*, 0,87 pentru *Gerbera*, soiul *Red Marleen*, 1,03 pentru trandafiri, soiul *Intrflora,* şi 1,92 pentru crizanteme, soiul *Escort*. Cantitatea de electroliţi eliminată din flori este dependentă de permeabilitatea membranelor plasmatice a celulelor din petale care a variat între 640 μS/g la *Gerbera* şi 1780 μS/g la *Rosa* şi conţinutul în ioni liberi care a variat între 6800 μS/g la *Freesia* şi 14000 μS/g la *Rosa*.

În cazul fiecărei specii în parte, cantitatea de electroliţi determinată în soluţia conservantă depinde de compoziţia acesteia şi de durata de păstrare. În primele 3 zile de păstrare, nu s-au constatat diferenţe evidente între variante, dar după 7 zile cantitatea de electroliţi din soluţia cu 1 % zaharoză a fost de 6,4 ori mai mare, iar din cea cu 3 % zaharoză de 6,8 ori mai mare comparativ cu valoarea determinată în apa distilată. Aceste determinări au condus la concluzia că transportul zaharozei prin plasmalemă se face în mod activ, printr-un transport antiport cu protonii, ceea ce determină scăderea potenţialului de membrană şi deschiderea canalelor de ioni. Prin aceste canale trece, mai ales, potasiul care se găseşte în cantitatea cea mai mare în celule şi are rol în generarea potenţialului osmotic. Rolul potasiului este luat de zaharoză, care are o funcţie similară în generarea potenţialului osmotic.

Sulfatul de hidroxichinoleină are un efect similar. Probabil această substanţă este absorbită de celule şi împreună cu alţi electroliţi contribuie la realizarea presiunii de turgescenţă, contribuind, în acelaşi timp, la eliminarea potasiului din celule.

Asigurarea substratului respirator contribuie la deschiderea florilor şi la menţinerea activităţii lor metbolice. Reid şi Evans (1986) au

precizat că procesul de deschidere a bobocilor florali este însoţit de creşterea masei lor de 2–3 ori. Aceasta se poate realiza în condiţii optime numai printr-un aport extern de glucide, care provine din soluţiile nutritive.

Nichols (1973) a constatat că durata de viaţă a florilor este influenţată de cantitatea de substrat respirator existent în flori în momentul recoltării, iar deprecierea florilor are loc în paralel cu epuizarea glucidelor (Ho şi Nichols, 1977).

Aprovizionarea florilor tăiate cu glucide provenite din soluţiile nutritive asigură substratul respirator şi prelungeşte viaţa florilor. Glucidele întârzie procesul de biodegradare a proteinelor din flori (Buxton şi Stoltz, 1977; Kaltarer şi Steponkus, 1974) şi servesc, totodată, ca substrat pentru biosinteza acestora (Paulin, 1977).

Borochov ş.a. (1976), Mayak şi Halevy (1974) au precizat că prin hidroliza proteinelor creşte conţinutul în amoniac liber din petalele trandafirilor. Aceste schimbări determină creşterea valorii pH-ului din celulele petalelor de trandafir şi modificarea culorii roşii în albastru (Asen ş.a., 1971). Din această cauză soluţiile conservante care conţin zaharoză întârzie proteoliza şi inhibă modificarea pH-ului şi a culorii petalelor (Paulin, 1980).

Cercetările efectuate de Kaltaler şi Steponkus (1970) au dovedit că zaharoza din soluţiile conservante influenţează durata de viaţă a florilor, prin menţinerea structurii şi funcţiilor mitocondriilor. De asemenea, zaharoza îmbunătăţeşte efectul citochininelor de inhibare a senescenţei florilor şi reduce efectul etilenei (Mayak şi Dlley, 1976).

După Kaltaler şi Steponkus (1974), zaharoza pare să fie hidrolizată înainte de a ajunge în ţesuturile florilor. Chin şi Sakalis (1977), lucrând cu petale de trandafir, au constatat că nu este necesară hidroliza zaharozei, pentru că ţesuturile petalelor sunt capabile să absoarbă direct acest glucid, aşa cum de altfel au constatat şi Nichols (1973) şi Paulin (1977 şi 1979).

În cazul florilor de *Dianthus* glucoza poate să fie transportată ca atare spre flori sau este transformată în prealabil în fructoză în tulpina acestora. În cazul trandafirilor, glucoza este transformată în zaharoză în tulpină şi migrează spre petale unde este depozitată sau este hidrolizată (Paulin, 1980).

Folosirea soluţiilor conservante care conţin glucide (zaharoză sau glucoză), la păstrarea trandafirilor, reduce ritmul de hidroliză a amidonului şi degradarea lipidelor (Molnar şi Pams, 1977).

Metabolismul fosfolipidelor membranale este unul din cei mai importanţi factori ce condiţionează durata de menţinere a calităţii florilor tăiate prin stimularea producerii senescenţei. Fosfolipidele membranale sunt descompuse în prezenţa fosfolipazei, la acizi graşi, care sunt oxidaţi în prezenţa lipoxigenazei, rezultând peroxizi lipidici. Aceştia sunt descompuşi, la rândul lor, rezultând malondialdehidă, acid jasmonic şi hidrocarburi volatile: etilenă, etan, pentan.

Paulin ş.a. (1986) au constatat că în perioada de la sfârşitul înfloririi şi începutul ofilirii petalelor de garoafe, are loc creşterea conţinutului de malondialdehidă, a radicalilor liberi determinaţi prin rezonanţă magnetică de spin şi a radicalilor superoxid. Peroxizii rezultaţi în urma acestui proces pot peroxida lipidele, iar etilena stimulează procesul de senescenţă, determinând, în acelaşi, timp creşterea permeabilităţii membranelor plasmatice.

Radicalii liberi ai acizilor graşi nesaturaţi constituie factori promotori ai procesului de senescenţă a florilor, scurtând perioada de păstrare a acestora. Radicalii respectivi facilitează descompunerea proteinelor membranale, contribuind la descompunerea membranelor plasmatice.

Biosinteza proteinelor în plantele de *Iris* este inhibată de stresul hidric, iar rehidratarea conduce la o mică creştere a conţinutului de proteine (Paulin, 1972).

Lukaszewska ş.a. (1989) au constatat existenţa unei acumulări a aminoacizilor liberi, în petalele florilor de trandafir, soiul *Sonia*, care a fost păstrat la temperatura de 2°C. În aceste condiţii senescenţa a fost întârziată şi ca urmare nu s-a putut constata o corelaţie între acest proces şi acumularea aminoacizilor, ci mai degrabă a fost dependent de activitatea proteazelor. Creşterea cantitativă s-a constatat la majoritatea aminoacizilor, cu excepţia alaninei şi lizinei. Creşterea conţinutului de acid aspartic a fost semnificativă, iar scăderea conţinutului de acid aspartic, tirozină, asparagină, glicină, leucină, izoleucină şi valină a fost întârziată de temperaturile coborâte. Aceste condiţii previn acumularea fenilalaninei, prolinei şi histidinei. Se presupune că în primele 6 zile de păstrare a avut loc interconversia între acidul glutamic şi prolină.

Biodegradarea proteinelor conduce la acumularea asparaginei, care prin dezaminare pune în libertate amoniacul. Acumularea acestui component determină, după Leshem ş.a. (1968), creşterea valorii pH-ului celular, care poate conduce la modificări de culoare în cazul florilor ce conţin pigmenţi antocianici.

Acumularea acizilor organici şi scăderea valorii pH-ului s-a constatat în cazul florilor de *Ipomoea* şi *Fuchsia*.

Conţinutul de pigmenţi din petale se modifică pe parcursul perioadei de păstrare a florilor, determinând schimbări de culoare.

În cazul florilor de *Alstroemeria*, soiul *Flamengo*, păstrate 12 zile în apă la temperatura camerei, s-a constatat scăderea conţinutului de antociani de la 5,38 mg/ 100 g la 2,83 mg/ 100 g. În acelaşi timp, s-a constatat existenţa unui proces lent de sinteză şi acumulare a carotenilor, care după 12 zile au o concentraţie de 0,30 mg/ 100 g (Burzo ş.a., 1997).

În cazul florilor de *Gerbera*, modificarea conţinutului în pigmenţi variază în funcţie de soi. Astfel, soiul *Rubin* se caracterizează printr-un conţinut mare de antociani şi redus de caroteni. Ambii pigmenţi prezintă o acumulare pe parcursul păstrării; antocianii cresc în 7 zile de la 20,19 mg la 36,80 mg/ 100 g, iar carotenii de la 0,80 mg la 2,79 mg/ 100 g.

Soiul *Mirage* se caracterizează printr-un conţinut redus de antociani şi mai mare de caroteni. Conţinutul în antociani creşte în 7 zile de păstrare în apă de la 4,04 mg la 20,19 mg/ 100 g, iar cel de caroteni de la 10,18 mg la 35,53 mg/ 100 g.

Determinările efectuate pe parcursul perioadei de păstrare au evidenţiat creşterea conţinutului în caroteni din florile de *Strelitzia* (Simpson ş.a., 1975) şi de *Narcissus* (Smith şi Parker, 1966), precum şi scăderea conţinutului în antociani din florile de *Chrysanthemum* (Stickland, 1972).

Formarea complexului calmodulin-calciu reprezintă un alt factor ce stimulează procesul de maturare, prin activarea enzimelor ce catalizează procesele de biodegradare celulare. Prin această acţiune, complexul calmodulin-calciu determină scurtarea perioadei de menţinere a calităţii florilor tăiate.

Etilena are o influenţă deosebită asupra păstrării florilor. În conceptul lui Leshem, Halevy şi Frenkel (1986), etilena determină trecerea la ciclul respirator alternativ, în care transportul de electroni este făcut de flavoproteine şi în care nu rezultă acumularea energiei în ATP. Lipsa ATP-ului conduce la diminuarea intensităţii proceselor de biosinteză, ceea ce determină instalarea procesului de senescenţă.

Procesul de biosinteză a etilenei este stimulat de prezenţa auxinelor endogene şi de acidul abscisic. Citochininele şi giberelinele au un efect contrar, determinând inhibarea procesului de biosinteză a etile-

nei în ţesuturile mature şi prelungirea duratei de menţinere a calităţii florilor.

Cook şi Van Staden (1987) au precizat că receptaculul florilor de garoafe biosintetizează cea mai mare cantitate de etilenă. Cercetările efectuate de Baird ş.a. (1984) au stabilit că etilena stimulează creşterea reticulului endoplasmatic de 3 ori, ruperea membranelor plasmatice, separarea celulelor în lungul lamelei mediane, desprinderea plasmalemei de peretele celular şi în final dezorganizarea structurii citoplasmatice.

Polenizarea florilor stimulează procesul de biosinteză a etilenei în stigmatul, ovarul, receptaculul şi petalele florilor. Reid ş.a. (1984) consideră că acesta poate constitui un răspuns la prezenţa auxinei în polen sau la lezarea mecanică a ţesuturilor, ca urmare a creşterii tubului polinic.

Sensibilitatea florilor la acţiunea etilenei variază, după Nowak şi Rudnicki (1990), astfel:

- Sunt sensibile la acţiunea etilenei: *Alstroemeria, Dianthus, Delphinium, Euphorbia fulgens, Iris, Lilium, Narcissus, Petunia, Antirrhinum* şi orhideele.
- Sunt relativ insensibile la acţiunea etilenei: *Anthurium, Asparagus, Gerbera, Nerine* şi *Tulipa.*

Acţiunea negativă a etilenei asupra calităţii florilor se manifestă pe mai multe planuri:

Stimulează ofilirea petalelor la mai multe specii floricole ca: *Dianthus, Gypsophyla, Cymbidium* etc. Acest efect poate fi prevenit prin tratarea florilor cu soluţii conţinând acid aminooxiacetic, chinetină sau acid abscisic.

Stimulează abscisia petalelor sau a bobocilor florali la *Browallia, Fuchsia* şi *Hibiscus*, abscisia frunzelor la: *Schefflera, Ficus benjamini, Euphorbia keysii* şi *Dizygotheca*, precum şi abscisia fructelor la *Solanum pseudocapsicum* (Van Doorn şi Woltering, 1991).

Inhibă deschiderea florilor la: *Dianthus, Lilium* (hibrizi asiatici), *Euphorbia fulgens* etc.

Stimulează îngălbenirea frunzelor la florile tăiate de *Euphorbia fulgens*, precum şi la florile la ghivece din genurile: *Dieffenbachia, Dracaena, Euphorbia, Hibiscus, Pelargonium, Rhaphidophora* şi *Yucca* (Van Doorn şi Woltering, 1991). Tratamentele cu substanţe conţinând chinetine sau gibereline întârzie procesul de îngălbenire a frunzelor.

Prevenirea acţiunii etilenei se realizează prin tratamente de fortificare cu tiosulfat de argint, care, după Van Dooren şi Woltering (1991), îmbunătăţesc calitatea unor specii floricole:

La *Aconitum, Aquilegia, Delphinium, Lathyrus, Veronica* – inhibă abscisia petalelor.

La *Dianthus caryophyllus, Dicentra* şi *Lavatera* – inhibă ofilirea petalelor.

La *Asclepias* – inhibă ofilirea şi abscisia petalelor.

La *Campanula* şi *Physostegia* – inhibă ofilirea petalelor şi deshidratarea bobocilor.

La hibrizii asiatici de *Lilium* – inhibă abscisia petalelor şi a bobocilor, deshidratarea bobocilor şi deschiderea florilor.

La *Euphorbia fulgens* – inhibă abscisia şi ofilirea petalelor, abscisia şi îngălbenirea frunzelor şi deschiderea florilor.

În prezent, tratamentele cu tiosulfat de argint sunt utilizate în Olanda la:

Alstroemeria pentru prevenirea ofilirii şi abscisiei petalelor.

Antirrhynum pentru prevenirea abscisiei petalelor.

Dianthus barbatus, Gypsophila şi *Scabiosa* pentru prevenirea ofilirii petalelor.

Freesia pentru prevenirea ofilirii petalelor şi inhibarea deschiderii bobocilor.

După Goszczynska ş.a. (1985), etilena inhibă alungirea florilor de *Tulipa*, deschiderea florilor de *Dianthus* şi *Rosa* (unele soiuri), produce căderea petalelor la *Rosa* (unele soiuri), *Pelargonium* şi *Iris*, căderea florilor la *Hibiscus, Calceolaria*. Răsucirea corolei la *Dianthus* şi *Ipomoea*, căderea frunzelor la *Rosa* (unele soiuri) etc.

Inhibarea procesului de sinteză a etilenei sau a acţiunii acestui hormon şi deci prelungirea perioadei de menţinere a calităţii florilor se poate realiza pe diferite căi:

- Prin evitarea păstrării florilor tăiate împreună cu fructele care produc etilenă în timpul maturării (mere, pere, tomate etc.) şi cu ramuri decorative prin frunze.
- Păstrarea florilor în soluţii conservante ce conţin substanţe care împiedică biosinteza etilenei de către ţesuturi: azotat de argint, alcool etilic etc.
- Prin tratarea florilor cu aminoetoxivinilglicină, care blochează ireversibil conversia metioninei la etilenă.
- Prin tratarea florilor cu acid aminooxiacetic, care are efect inhibitor asupra ACC-sintazei, enzima care catalizează transformarea

S-adenozilmetioninei în acid 1-ciclopropan-1-carboxilic, precursorul etilenei (Brown ş.a., 1986).

- Prin tratarea cu substanţe ce oxidează radicalii liberi: propilgalat, eugenol, benzen etc. se inhibă transformarea acidului1-ciclopropan-1-carboxilic în etilenă (Wang, 1987).
- Păstrarea florilor în atmosferă cu conţinut redus în oxigen determină acumularea ACC-ului, care nu se transformă în etilenă decât în prezenţa oxigenului.
- Tratamentele cu poliamin: spermină şi spermidină, inhibă conversia ACC-ului în etilenă. Se consideră că acest proces se datorează oxidării radicalilor liberi de către poliamine.
- Substanţele ce decuplează fosforilările oxidative mitocondriale, ca de exemplu dinitrofenolul, inhibă procesul de sinteză a etilenei. Mecanismul inhibării constă în blocarea sintezei ATP-ului, care este necesar pentru conversia ACC-ului în etilenă.

Citochininele au, după Mayak şi Halevy (1980), un efect de prelungire a duratei de menţinere a calităţii florilor. După Leshem, Halevy şi Frenkel (1986), citochininele previn formarea radicalilor liberi şi micşorează activitatea lipoxigenazei, cu toate implicaţiile ei. Tratamentele cu citochinine reduc intensitatea procesului de respiraţie la garoafe şi crizanteme şi întârzie procesul de senescenţă. Se aplică în concentraţie de 10–100 ppm.

Tratamentele cu 6-benzilaminopurină în concentraţie de 10^{-4} mol prelungesc viaţa de vas a florilor de *Dianthus*. Cercetările efectuate de Paulin şi Muloway (1985) au precizat că această substanţă nu se translocă prin ţesuturile plantelor, dar inhibă biosinteza etilenei pe două căi: printr-o acţiune retardantă asupra biosintezei metioninei care reprezintă precursorul etilenei şi prin frânarea procesului de transformarea acidului 1-ciclopropan-1-carboxilic (ACC) în etilenă.

Citochininele întârzie deschiderea bobocilor florali şi a senescenţei la *Dianthus* şi reduc intensitatea procesului de respiraţie la *Dianthus* şi *Chrysanthemum* (Nowak şi Veen, 1982).

Giberelinele stimulează hidroliza amidonului şi formarea glucidelor reducătoare, ceea ce determină deschiderea bobocilor florali şi scurtarea vieţii de vas a acestora. Se aplică în concentraţie de 1–400 ppm.

Auxina este utilizată rar în scopul prelungirii duratei vieţii de vas a florilor. Astfel auxina stimulează sinteza etilenei în garoafe determinând senescenţa florilor. În concentraţii ridicate poate inhiba senescenţa, dar calitatea florilor este depreciată.

Acidul abscisic stimulează procesul de senescenţă a florilor, dar tratamentele efectuate la trandafiri (1–10 ppm) au determinat închiderea stomatelor şi reducerea pierderii apei şi menţinerea turgescenţei florilor.

Nowak şi Veen (1982) semnalează acumularea acidului abscisic în caliciul florilor senescente de garoafe, care stimulează sinteza enzimelor hidrolitice şi pierderea integrităţii membranelor semipermeabile. Le Page Degivry ş.a. (1991) au constatat că în timpul păstrării în vas a florilor de trandafir are loc scăderea conţinutului de acid abscisic în primele trei zile, urmată de staţionarea la un nivel coborât, după care are loc creşterea bruscă în timpul senescenţei tardive.

8.6. Tratamentele pentru prelungirea perioadei de păstrare a florilor tăiate

Tratamentele pentru impulsionare se fac după recoltarea florilor şi au drept scop prelungirea vieţii de vas. Halevy şi Mayak (1981) menţionează că cercetările efectuate până în prezent au precizat concentraţia soluţiei de zaharoză utilizată în acest scop. Aceasta variază astfel:

- 20 % pentru *Gladiolus* şi *Gerbera*.
- 10 % pentru *Dianthus, Strelitzia* şi *Gypsophila*.
- 2–5 % pentru *Rosa* şi *Chrysanthemum*.

Durata tratamentului este de 12–16 ore pentru trandafiri şi 12–24 de ore pentru majoritatea speciilor. Pentru această durată florile sunt expuse la intensitate luminoasă scăzută (1 000 lx) şi la o temperatură variind între 20 şi 27 °C.

Tratamente pentru deschiderea bobocilor recoltaţi prea timpuriu se aplică la numeroase specii: garoafe, trandafiri, crizanteme, gladiole, gerbera, strelitzia etc.

Se utilizează aceeaşi soluţie ca şi în cazul impulsionării, dar concentraţia zaharozei este mai scăzută pentru a evita procesul de exosmoză şi durata tratamentului este mult mai mare.

Tratamentele pentru inhibarea sintezei etilenei se pot realiza prin stropiri foliare cu soluţii conţinând tiosulfat de argint în concentraţie de 0,3–0,5 mmol pentru garoafe.

Soluţiile conservante utilizate pentru prelungirea vieţii de vas a florilor conţin apă, substrat respirator, substanţe antimicrobiene antioxidante, inhibitori ai etilenei, stimulatori de creştere, retardanţi etc.

Apa trebuie să fie deionizată, să aibă un conţinut scăzut de oxigen, iar pH-ul să varieze între 3 şi 4. Conţinutul total de substanţe dizolvate va fi nu mai mare de 700 ppm pentru gladiole şi 200 ppm pentru trandafiri şi crizanteme (Waters, 1968).

Dintre elementele minerale existente în apă fluorul are cea mai mare toxicitate, determinând apariţia de leziuni la concentraţii de 1–5 ppm.

Substratul respirator din soluţiile conservante este reprezentat de zaharoză. Concentraţia optimă variază în funcţie de gen şi specie între 1 şi 5 %.

Substanţele antimicrobiene utilizate pentru prepararea soluţiilor conservante sunt:

- Sulfatul sau citratul de hidroxichinoleină în concentraţie de 200–600 ppm.
- Tiabendazolul în concentraţie de 300 ppm.

Substanţele antioxidante utilizate sunt reprezentate de acidul benzoic (500 ppm), acidul izoascorbic (100 ppm), sulfatul de hidrazină (100 ppm) etc.

Inhibitorii biosintezei etilenei utilizaţi în soluţiile conservante sunt: aminoetoxivinil glicina (0,07–0,13 mmol), acidul aminooxiacetic (0,2–2,0 mmol), benzilizotiocianatul (0,18 mmol) etc.

Dintre reglatorii de creştere se utilizează: citochininele (10–100 ppm), auxina (1–100 ppm), giberelinele (0,1–200 ppm), acidul abscisic (1 ppm), clormequatul (25–50 ppm), hidrazida maleică (250–500 ppm) etc.

8.7. Durata vieţii de vas

Durata vieţii de vas se apreciază după diferiţi indicatori. În acest scop se utilizează: mărimea finală şi forma florii, deschiderea, respectiv, ofilirea florilor dintr-o inflorescenţă, modificarea masei florilor, modificarea culorii petalelor, fermitatea tijei sau a pedunculului, îngălbenirea sau brunificarea frunzelor sau a tijelor etc.

Durata vieţii de vas variază în funcţie de genul, specia şi soiul florilor. După Nowak şi Rudnicki (1990), durata vieţii de vas variază în următoarele limite:

Alstroemeria	8–17 zile
Anthurium	15–30 de zile
Dianthus	7,5–16 zile
Gerbera	8,3–20,5 de zile

Rosa	7,1–14,2 zile
Lilium	7,2–13,8 zile.

La unele soiuri de trandafir (Meeteren, 1978) şi lalele (Eijk şi Eikelboom, 1975) s-a constatat aceeaşi durată de viaţă a florilor atât în câmp, cât şi în cazul păstrării în vas, ca flori tăiate.

8.8. Fiziologia păstrării florilor de gladiole

Cultura gladiolelor ocupă locul doi în cadrul plantelor horticole bulboase, după lalele. În timpul păstrării florilor de gladiole, pe inflorescenţă se găsesc flori în diferite stadii de dezvoltare, în care procesele fiziologice se desfăşoară cu intensităţi diferite. Soluţiile conservante trebuie să asigure, pe de o parte, substratul necesar pentru dezvoltarea bobocilor florali şi, pe de altă parte, să prelungească viaţa de vas a florilor deschise.

Cercetările efectuate cu gladiole din soiul *Schneeprinzes* (Burzo ş.a., 1989), păstrate la temperatura camerei, în apă distilată şi în soluţie conţinând 3 % zaharoză şi 0,02 % sulfat de hidroxiquinoleină, au scos în evidenţă faptul că florile cedează ioni soluţiei de păstrare. Cantitatea de ioni cedaţi apei distilate este relativ mică, determinând creşterea conductibilităţii electrice a apei distilate, după 7 zile de păstrare, cu 3,91 μS/floare/ml/zi (*Fig.8.1*). Conductibilitatea electrică a soluţiei conservante conţinând zaharoză a crescut în aceeaşi perioadă de timp cu 9,6 μS/floare/ml/zi.

Viteza de cedare a ionilor este determinată de schimbul de substanţe dintre flori şi soluţiile de păstrare şi de ritmul de biodegradare a membranelor plasmatice. În cazul păstrării florilor în apă distilată are loc iniţial un proces de difuziune a ionilor din apoplast, ceea ce determină creşterea lentă a conductibilităţii electrice, creştere ce se intensifică spre finalul păstrării datorită ieşirii ionilor din celule, ca urmare a biodegradării membranelor plasmatice. În cazul soluţiei conservante conţinând zaharoză, are loc un cotransport antiport zaharoză-protoni, care determină acumularea zaharozei în celule. Ieşirea protonilor din celule determină probabil modificarea potenţialului de membrană şi deschidere a canalelor de potasiu. Datorită acestui fapt, potasiul trece în apoplast de unde difuzează în soluţia de păstrare.

Transportul antiport al zaharozei cu protonii determină acumularea acestora în soluţia conservantă şi scăderea valorii pH-ului de la 5,14 la 4,77. În cazul apei distilate, valoarea pH-ului creşte în primele

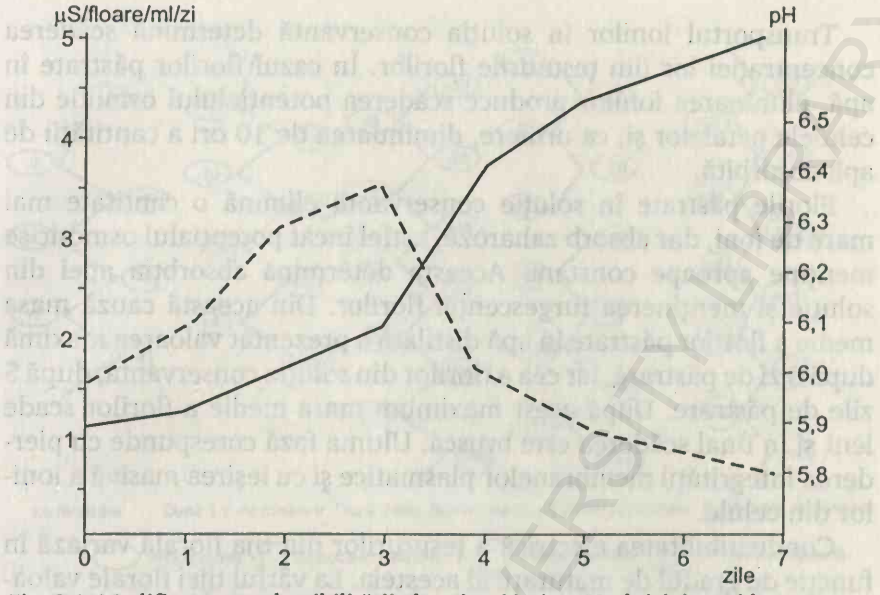

Fig. 8.1. Modificarea conductibilităţii electrice (-) şi a pH-ului (--) apei în care s-au păstrat florile de gladiole

trei zile de la 6,02 la 6,42, după care scade la 5,81. Aceste modificări ale pH-ului pot fi puse pe seama activităţii fotosintetice care determină creşterea valorii pH-ului sau a respiraţiei, ce conduce la scăderea acestei valori, ca urmare a eliminării de H^+ sau OH^-.

Ritmul de eliberare a ionilor din celulele florilor este determinat şi de gradul de menţinere a structurii şi funcţiilor membranelor semipermeabile. Modificarea permeabilităţii membranelor semipermeabile din petalele florilor de gladiole a fost determinată prin imersia acestora timp de 3,5 ore într-o soluţie de manitol 0,11 mol şi prin determinarea conductibilităţii electrice a acesteia. Determinările efectuate indică în primele trei zile o creştere lentă a conductibilităţii electrice a soluţiei de manitol şi deci a permeabilităţii membranelor semipermeabile din petalele florilor de gladiole. După această perioadă creşterea conductibilităţii electrice a soluţiei de manitol este mult mai evidentă, ceea ce indică mărirea permeabilităţii membranelor semipermeabile şi în final deteriorarea ultrastructurii lor. În cazul florilor păstrate în soluţie conservantă, creşterea permeabilităţii membranelor semipermeabile se realizează numai după 4–5 zile, ceea ce se corelează cu menţinerea structurii lor.

Transportul ionilor în soluţia conservantă determină scăderea concentraţiei lor din ţesuturile florilor. În cazul florilor păstrate în apă, eliminarea ionilor produce scăderea potenţialului osmotic din celulele petalelor şi, ca urmare, diminuarea de 10 ori a cantităţii de apă absorbită.

Florile păstrate în soluţie conservantă elimină o cantitate mai mare de ioni, dar absorb zaharoză, astfel încât potenţialul osmotic se menţine aproape constant. Aceasta determină absorbţia apei din soluţie şi menţinerea turgescenţei florilor. Din această cauză masa medie a florilor păstrate în apă distilată a prezentat valoarea maximă după o zi de păstrare, iar cea a florilor din soluţia conservantă, după 5 zile de păstrare. După acest maximum masa medie a florilor scade lent şi în final scăderea este bruscă. Ultima fază corespunde cu pierderea integrităţii membranelor plasmatice şi cu ieşirea masivă a ionilor din celule.

Conductibilitatea electrică a ţesuturilor din tija florală variază în funcţie de gradul de maturare al acesteia. La vârful tijei florale valoarea acestui indicator variază între 180 şi 200 μS/ cm, iar la baza acesteia, unde se găsesc florile mature, variază între 250 şi 280 μS/ cm. După trei zile de păstrare în apă, conductibilitatea electrică a ţesuturilor creşte la 320–400 S/ cm la vârful tijei şi la 520–550 μS/ cm la baza acesteia. Aceste variaţii ale conductibilităţii electrice ale ţesuturilor se datoresc în special creşterii permeabilităţii membranelor plasmatice ale celulelor.

Potenţialul bioelectric transmembranal din tija florilor creşte de la –9 mV la recoltare la –14...–59 mV, după trei zile de păstrare. La 6 zile de păstrare cea mai mare parte a tijei florale are potenţialul bioelectric pozitiv. Măsurătorile efectuate la locul de inserţie a florilor în faza de boboc închis au dovedit că acestea au cel mai mic potenţial electric transmembranal. Acesta creşte la locul de inserţie a florilor în faza de boboc deschis şi realizează valorile maxime la locul de inserţie pe tijă a florilor deschise. În faza de senescenţă s-a constatat că are loc un fenomen de polarizare, potenţialul bioelectric devenind pozitiv (*Fig. 8.2*).

Creşterea potenţialului bioelectric din florile mature se datoreşte acumulării ionilor pe parcursul acestui proces, respectiv a măririi diferenţei de concentraţie a ionilor de o parte şi de alta a membranelor plasmatice. În cazul florilor păstrate, creşterea potenţialului bioelectric se poate datora pierderii apei din celule, ceea ce determină creşterea concentraţiei ionilor. Polarizarea potenţialului bioelectric

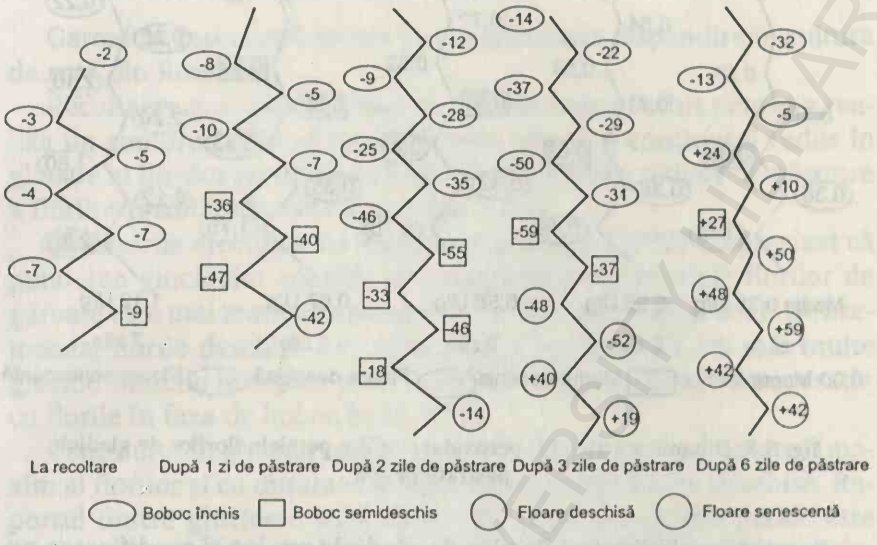

Fig. 8.2. Potenţialul bioelectric transmembranal din tija florilor de gladiole păstrate în apă

care are loc în faza de senescenţă este determinată, probabil, de alterarea structurii membranelor semipermeabile care se finalizează cu ruperea acestora. Acest fapt este dovedit şi de observaţiile făcute la microscopul electronic. Celulele florilor de gladiole aflate în faza de boboc închis au vacuole mari, plasmalema şi tonoplastul integre, iar citoplasma amplasată parietal conţine numeroase grăuncioare de amidon. În timpul păstrării florilor de gladiole, în celulele petalelor se observă următoarele modificări ultrastructurale:

- Dispariţia amidonului.
- Diminuarea progresivă a masei citoplasmatice şi alterarea ultrastructurii acesteia.
- Aplatizarea, alterarea şi electrodensificarea treptată a nucleilor.
- Reducerea numărului de plasmodesme.
- Modificarea formei şi structurii leucoplastelor de la organite fusiforme, lipsite de plastoglobuli, la organite lenticulare, cu numeroşi plastoglobuli.
- Desprinderea plasmalemei de peretele celular şi ruperea acesteia şi a tonoplastului, ceea ce favorizează ieşirea ionilor din celulele petalelor.

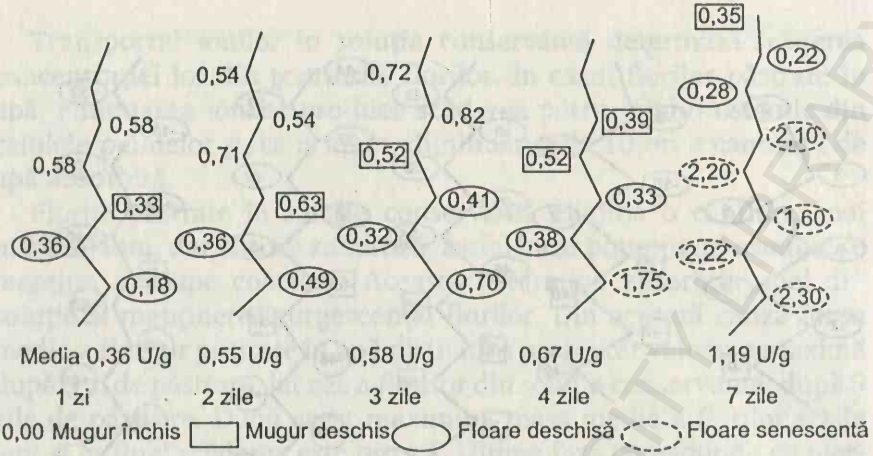

Fig. 8.3. Dinamica activităţii peroxidazelor din petalele florilor de gladiole păstrate în apă

Pe parcursul păstrării florilor de gladiole are loc şi modificarea **activităţii enzimatice.** Activitatea peroxidazelor din florile de gladiole păstrate în apă creşte de la 0,36 U/g, după o zi de păstrare, la 1,19 U/g după 7 zile de păstrare, probabil, datorită creşterii conţinutului de peroxizi din celulele florilor senescente (*Fig. 8.3*). Activitatea peroxidazelor din celulele florilor păstrate în soluţie conservantă este mai mică, ceea ce se corelează cu un grad mai puţin avansat de senescenţă.

Procesul de respiraţie a florilor de gladiole are valoarea maximă la recoltare (163,9 mg CO_2/ kg/ h) şi scade după trei zile de păstrare la 99,0 mg CO_2/ kg/ h. Florile deschise au intensitatea acestui proces mai mică de 2,59 ori comparativ cu a celor în faza de boboc închis.

Florile de gladiole păstrate în soluţii conservante conţinând zaharoză 3 % şi sulfat de hidroxichinoleină 200 ppm au intensitatea procesului de respiraţie mai mare. Aceasta se datoreşte faptului că zaharoza prelungeşte viaţa de vas cu 4 zile (Amăriuţei, Burzo, Alexe, 1993).

Roychowdhury şi Sarkar (1995) au studiat influenţa diferitelor substanţe asupra vieţii de vas a florilor de gladiole. Cercetările efectuate au evidenţiat că adăugarea la soluţia conservantă a 500 ppm clorură de nichel menţine calitatea florilor şi creşte durata de viaţă a acestora.

8.9. Fiziologia păstrării florilor de garoafe

Garoafele reprezintă specia cu cea mai mare răspândire în cultura de seră din România.

Recoltarea garoafelor se face în faza de boboc închis pentru a realiza un compromis între metabolismul intens şi conţinutul redus în glucide al florilor recoltate în faza I şi capacitatea redusă de păstrare a florilor recoltate în faza a III-a sau a IV-a.

Cercetările efectuate de Amăriuţei şi Burzo (1982) au precizat că ponderea glucidelor solubile şi reducătoare din petalele florilor de garoafe este mai mare comparativ cu cel din sepale (*Fig. 8.4*). De asemenea, florile deschise din soiul *Scania* conţin cu 2,3% mai multe glucide solubile în sepale şi cu 9,0% mai multe în petale comparativ cu florile în faza de boboc închis (F1).

Conţinutul în glucide solubile s-a corelat pozitiv cu diametrul maxim al florilor şi cu durata vieţii de vas în faza de floare deschisă. Raportul dintre glucidele solubile şi cele reducătoare din petale este constant în toate fazele de recoltare şi creşte de la F1 la F4 în sepale, punând în evidenţă modificările metabolice mai pronunţate din sepale, mai ales în ceea ce priveşte conţinutul de zaharoză. Din aceste

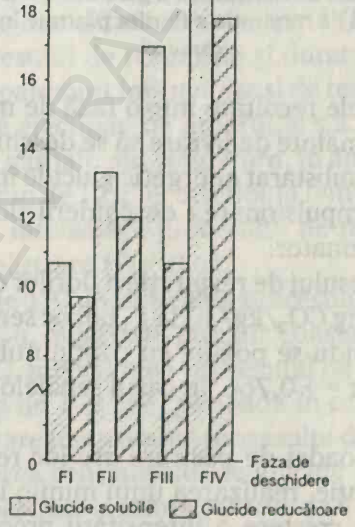

Fig. 8.4. Conţinutul de glucide solubile şi reducătoare din petalele florilor de garoafe, soiul *Scania*, proaspăt recoltate

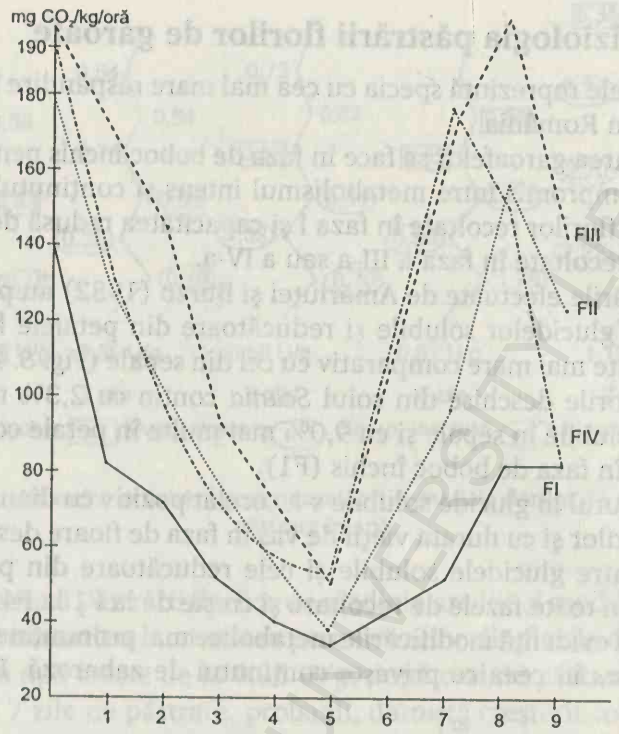

Fig. 8.5. Influenţa fazei de deschidere a garoafelor din soiul *Scania* asupra intensităţii procesului de respiraţie a florilor păstrate în apă, la temperatura camerei

considerente garoafele recoltate într-o fază de maturitate mai puţin avansată trebuie ca înainte de livrare să se deschidă în soluţii conservante care conţin ca substarat energetic glucide în concentraţii ridicate (20 %), pentru impulsionarea deschiderii florilor şi prelungirea vieţii de vas la consumator.

Intensitatea procesului de respiraţie a florilor creşte de la cele aflate în faza F_1 (140,4 mg CO_2/kg/ h) la F_3 boboc semideschis (196,3 mg CO_2/ kg/ h), corelându-se pozitiv cu conţinutul de glucide solubile din sepale şi petale (r = + 0,766, în cazul sepalelor şi + 0,915, în cazul petalelor).

Pe parcursul perioadei de păstrare are loc reducerea intensităţii procesului de respiraţie, realizarea unui minim la 5 zile de păstrare, după care are loc o creştere a intensităţii procesului de respiraţie până în ziua a 7-a, când s-a realizat maximum climacteric. Deprecierea calitativă a florilor este însoţită de scăderea intensităţii procesului

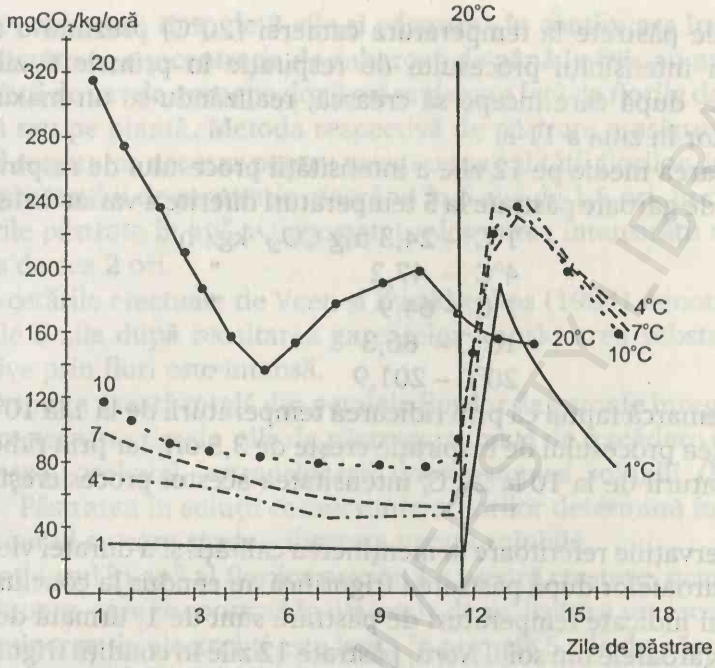

Fig. 8.6. Dinamica intensităţii procesului de respiraţie a florilor de garoafe, soiul *Nora*, la diferite temperaturi de păstrare

de respiraţie, care este cu atât mai pronunţată, cu cât florile sunt recoltate într-o fază de maturitate mai avansată (*Fig. 8.5*).

Intensitatea procesului de respiraţie şi durata de menţinere a calităţii florilor de garoafe sunt influenţate şi de temperatura de păstrare. Astfel, cercetările efectuate de Amăriuţei ş.a. (1979) cu privire la păstrarea florilor de garoafe din soiul *Nora*, în apă, la temperatura de 1, 4, 7, 10 şi 20°C, timp de 12 zile, ulterior la temperatura camerei, au evidenţiat creşterea intensităţii procesului de respiraţie în corelaţie cu temperatura de păstrare (*Fig. 8.6*).

La temperatura de 1°C, intensitatea procesului de respiraţie scade lent până în ziua a 8-a, după care rămâne constantă până la 20°C. La temperatura de 20°C, intensitatea procesului de respiraţie prezintă o creştere bruscă timp de 1–2 zile, perioadă în care florile încep să se deschidă. În continuare intensitatea procesului de respiraţie scade rapid, o dată cu scăderea conţinutului de glucide din flori.

În cazul florilor păstrate la temperaturile de 4, 7, şi 10°C, dinamica intensităţii procesului de respiraţie prezintă aceeaşi alură, valorile fiind mai mari la florile păstrate la temperatura mai ridicată.

Florile păstrate la temperatura camerei (20°C) prezintă o diminuare a intensităţii procesului de respiraţie în primele 6 zile de păstrare, după care începe să crească, realizându-se un maximum respirator în ziua a 11-a.

Valoarea medie pe 12 zile a intensităţii procesului de respiraţie a florilor de garoafe păstrate la 5 temperaturi diferite a variat astfel la:

1°C – 24,3 mg CO_2/ kg/ h
4°C – 47,2 "
7°C – 64,9 "
10°C – 86,3 "
20°C – 201,9 "

Se remarcă faptul că prin ridicarea temperaturii de la 1 la 10°C intensitatea procesului de respiraţie creşte de 3,5 ori, iar prin ridicarea temperaturii de la 10 la 20°C, intensitatea acestui proces creşte de 2,3 ori.

Observaţiile referitoare la menţinerea calităţii şi a duratei vieţii de vas a garoafelor după păstrarea frigorifică au condus la concluzia că cele mai indicate temperaturi de păstrare sunt de 1, urmată de 4°C. Astfel, garoafele din soiul *Nora*, păstrate 12 zile în condiţii frigorifice, au avut o durată a vieţii de vas de 7 zile la temperatura camerei.

Păstrarea florilor de garoafe la temperaturi coborâte (2°C), pentru 6–17 zile, determină scurtarea vieţii de vas după trecerea acestora la temperatura ambiantă. După Faragher, Borochov şi Halevy (1983), aceasta se datorează creşterii sensibilităţii florilor la acţiunea etilenei, după păstrarea la temperaturi coborâte.

Substratul respirator consumat în procesul de respiraţie poate fi înlocuit prin introducerea glucidelor în soluţia de păstrare. Glucidele exogene prelungesc perioada de menţinere a calităţii florilor de garoafe prin inhibarea proteolizei, protejarea structurii mitocondriilor şi menţinerea integrităţii membranelor.

Concentraţia de zaharoză din soluţia nutritivă este importantă mai ales în cazul păstrării garoafelor recoltate în faza de boboc închis. În această fază garoafele nu mai realizează la maturitate diametrul maxim, dar prezintă alte avantaje: durată mai lungă de păstrare la temperatura camerei, rezistenţă mai bună la vătămările mecanice şi spaţiu mai redus pentru transportul şi depozitarea lor. Din aceste considerente, Amăriuţei şi Burzo (1981) au urmărit influenţa diferitelor concentraţii de zaharoză asupra păstrării şi deschiderii bobocilor de garoafe. Rezultatele obţinute au relevat că florile recoltate în faza de boboc închis, supuse deschiderii într-o soluţie cu concentraţia

de 10% zaharoză timp de 3 zile şi păstrarea în continuare în soluţii conservante cu concentraţia de zaharoză de până la 6%, au avut durata vieţii de vas de aproape două ori mai mare faţă de florile deschise în apă sau pe plantă. Metoda respectivă de păstrare a asigurat substratul respirator necesar pentru menţinerea calităţii florilor, intensitatea procesului de respiraţie crescând în 5 zile de 1,5 ori, în timp ce la florile păstrate în apă s-a constatat micşorarea intensităţii acestui proces de cca 2 ori.

Cercetările efectuate de Veen şi Kwakkenbos (1984) denotă că în primele 5 zile după recoltarea garoafelor translocarea substanţelor nutritive prin flori este intensă.

Substanţa uscată totală din petalele florilor de garoafe înregistrează o creştere în primele zile de păstrare, urmată de o scădere care se datorează, probabil, retranslocării unor compuşi solubili (Paulin, 1980). Păstrarea în soluţii conservante a florilor determină încetinirea ritmului cu care scade substanţa uscată solubilă.

Conţinutul în apă al florilor prezintă o uşoară creştere, urmată de o diminuare, care se constată în perioada de realizare a senescenţei.

Eliminarea de electroliţi este lentă în primele 5 zile de păstrare în apă distilată şi după 11 zile de păstrare în soluţii conservante, după care urmează o creştere bruscă (Burzo ş.a.,1995). Aceasta este corelată cu mărirea permeabilităţii sau pierderea integrităţii membranelor plasmatice (Trippi şi Paulin, 1984), care reprezintă faza finală, ireversibilă a senescenţei.

Cercetările efectuate de Paulin şi Droillard (1989) au precizat că în timpul păstrării garoafelor are loc peroxidarea lipidelor membranale care a fost evaluată prin activitatea lipoxigenazei, producerea de malondialdehidă, peroxizi şi radicali liberi. Intensitatea maximă a acestui proces a fost determinată între faza de înflorire şi început de ofilire.

Etilena exogenă prezintă un maximum la începutul fazei de creştere a eliminării electroliţilor, după cca 5 zile revenind la valoarea iniţială. Acest maximum de degajare a etilenei corespunde cu perioada în care intensitatea procesului de respiraţie se reduce în proporţie de aproximativ 30 % (Trippi şi Paulin, 1984).

După Maxie ş.a. (1973), maximumul climacteric corespunde cu cel de degajare a etilenei şi se realizează după 7 zile de păstrare a florilor de garoafe la temperatura de 20 °C.

Etilena grăbeşte procesul de senescenţă a florilor de garoafe. Unele soiuri, cum este *Sandra*, pare să aibă capacitatea de a represa bio-

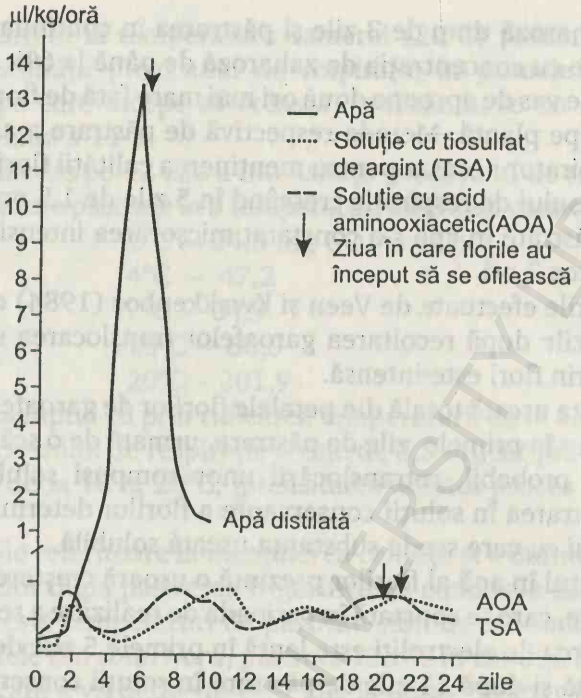

Fig. 8.7. Cantitatea de etilenă produsă de garoafele din soiul *White Candy*, în funcție de tratamentul aplicat

sinteza etilenei (Wu ş.a., 1989), ceea ce se manifestă prin lipsa unui climacteric respirator, printr-un conţinut de ACC neschimbat şi prin prelungirea vieţii de vas. Pentru celelalte soiuri se utilizează procedeul de păstrare în soluţii conservante care conţin tiosulfat de argint (Sytsema, 1980), ce întârzie procesul de sinteză a etilenei de către flori.

Amăriuţei ş.a. (1994) au urmărit comportarea la păstrare a garoafelor din soiul *White Candy* în soluţii conţinând: tiosulfat de argint (34 mg/l azotat de argint şi 397 mg/l tiosulfat de sodiu) şi acid aminooxiacetic (10 mg/l chinetină dizolvată în acid clorhidric şi 500 mg/l Triton x-100). În primele zile de păstrare, tratamentul a determinat o uşoară intensificare a sintezei etilenei, pentru ca în ziua a 6-a producerea de etilenă exogenă a florilor din varianta păstrată în apă să fie de 13,5 µl/kg/h, faţă de 0,06–0,13 µl/kg/h la variantele păstrate în soluţii nutritive (*Fig. 8.7*). Efectul de inhibare a sintezei etilenei a fost corelat cu prelungirea duratei vieţii de vas.

În perioada de postclimacteric are loc creşterea conţinutului petalelor în aminoacizi, fapt ce indică intensificarea procesului de proteoliză.

Enzimele metabolismului glucidic: zaharozo sintetază, zaharozo-6-fosfat izomerază sunt active în perioada de postclimacteric. Rezultă deci că diminuarea intensităţii procesului de respiraţie nu se datoreşte lipsei de substrat respirator, ci este dată de incapacitatea mitocondriilor de a metaboliza acest substrat.

Multe din modificările menţionate se datoresc biosintezei etilenei, care determină trecerea la respiraţia cianidin intensivă în care nu se produce ATP, acţiunii pe care o are acest hormon asupra modificării permeabilităţii membranelor plasmatice şi prin aceasta asupra formării complexului calmodulin-calciu, ce intensifică activitatea enzimelor hidrolitice. Halaba şi Rudnicki (1981) au constatat că în timpul trecerii la faza de senescenţă, în florile de garoafe au loc modificări fundamentale ale ciclurilor biochimice. Unele enzime îşi încetează activitatea, în timp ce în cazul altora s-a constatat biosinteza lor.

În faza de senescenţă, în petalele florilor de garoafe s-a constatat prezenţa unui inhibitor al invertazei. Acest inhibitor împiedică hidroliza zaharozei şi utilizarea glucozei, a fructozei în procesele metabolice, iar sinteza lui este stimulată de factorii care induc procesul de senescenţă.

Wang ş.a. (1989) au constatat că tratarea florilor de garoafe cu citochinine stimulează acumularea potasiului în celule şi inhibă procesul de senescenţă.

8.10. Fiziologia păstrării florilor de trandafir

Din diversitatea speciilor cuprinse în sortimentul de flori tăiate ce se cultivă în serele din România, trandafirul ocupă suprafeţe restrânse din cauza cerinţelor ridicate pentru temperatură şi a particularităţilor fiziologice care îi reduc durata de viaţă după recoltare.

Recoltaţi prea timpuriu, trandafirii nu se deschid sau tija se apleacă, iar recoltaţi târziu, petalele îşi schimbă culoarea şi uneori cad.

Berkholst (1986) apreciază că marimea petalelor şi a celulelor din petale poate constitui un indicator pentru aprecierea calităţii şi a vieţii de vas a trandafirilor. În faza de deschidere a florilor diviziunea celulelor a încetat continuând doar procesul de extensie celulară.

Recoltarea trandafirilor din soiurile cu flori roşii se face când primele două petale încep să se detaşeze de boboc, la vârful acestora, fază în care volumul ocupat de aceste flori este mai mic, dar când ele au capacitatea de a se deschide şi de a asigura o capacitate corespunzătoare de păstrare. Trandafirii cu flori galbene se recoltează puţin mai devreme, iar cei albi mai târziu.

Caracteristic pentru fiziologia postrecoltă a trandafirilor este sensibilitatea redusă la etilenă şi lipsa abscisiei florilor şi a frunzelor, iar capacitatea de păstrare este condiţionată în principal de deficitul hidric din flori.

În condiţiile unei cereri reduse, excesul de flori poate fi păstrat în condiţii frigorifice, până la comercializare. Lukaszewska ş.a. (1991) au determinat conţinutul în glucide din petalele şi ovarul florilor de trandafir, soiul *Sonia*, păstrat la 2°C şi apoi transferat la 20°C. Dinamica glucidelor a fost similară atât în florile păstrate la frig, cât şi la cele nepăstrate. Conţinutul în glucide al ovarului din florile proaspăt recoltate a fost mai mare ca cel din petale, dar în primele trei zile de păstrare a scăzut cu 50 %. În final, florile păstrate 12 zile la 2 °C şi 9 la 20 °C au avut un conţinut mai mare de glucide comparativ cu cele păstrate 9 zile la 20 °C.

Raportul glucoză + fructoză + zaharoză / amidon are valoarea maximă la florile păstrate 6 zile la 2 °C şi 9 zile la 20 °C.

Mor ş.a. (1989) au constatat că durata vieţii de vas a trandafirilor din soiul *Gabriella*, păstraţi la temperatura de 1 °C pentru 3 săptămâni, este mai scurtă cu 4 zile comparativ cu cei trecuţi după recoltare direct la viaţa de vas. Păstrarea în apă timp de 5 ore înainte de depozitarea în condiţii frigorifice a îmbunătăţit potenţialul hidric al florilor, dar comportarea ulterioară în timpul vieţii de vas a fost mai bună la florile păstrate fără apă.

Bianco ş.a. (1991) au analizat conţinutul în acid abscisic şi în acid giberelic din florile de *Rosa hybrida*. La recoltare, acidul abscisic se găseşte acumulat în principal în gineceu, iar pe parcursul vieţii de vas conţinutul din gineceu rămâne staţionar, în timp ce în androceu se constată o acumulare masivă a acestui hormon. În ceea ce priveşte conţinutul în acid giberelic, s-a constatat că în perioada de recoltare este mai abundent în androceu decât în gineceu.

Cercetările efectuate de Amăriuţei şi Burzo (1982) au evidenţiat că în faza de recoltare, receptaculul florilor de trandafir are un conţinut mai mare de glucide solubile (20,6%) comparativ cu petalele (9,7 %). De asemenea, conţinutul de glucide solubile din recepta-

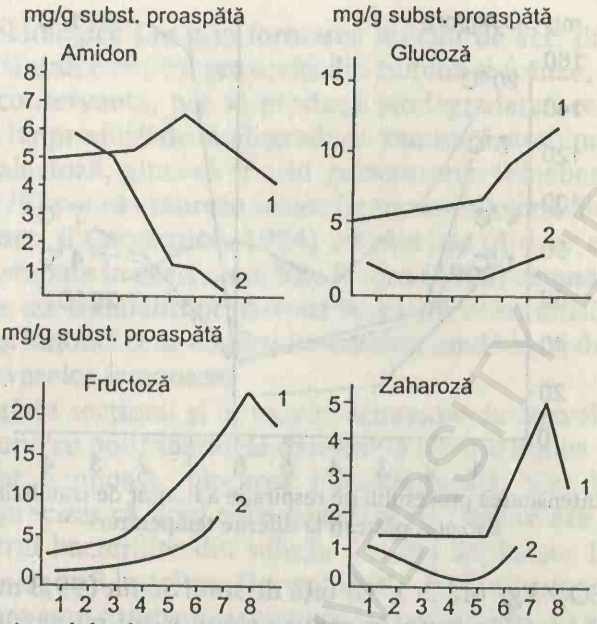

Fig. 8.8. Conţinutul de glucide din petalele de trandafir, în timpul deschiderii pe plantă (1) şi în apă (2) (după Marisen, 1991)

cul este mai mare cu 11,5 % faţă de glucidele reducătoare, în timp ce în petale predomină glucidele reducătoare.

După 21 de zile de păstrare a florilor de trandafir, fără apă, în condiţii frigorifice, conţinutul de glucide solubile din receptacul scade cu 2,1 %, iar cel din petale – cu 2,8 %, ca urmare a utilizării acestora în procesul de respiraţie.

Marisen (1991) a constatat că trandafirii care se deschid pe plantă au un conţinut mai mare de glucoză, fructoză şi amidon comparativ cu cei care se deschid în vas (*Fig. 8.8*), cât şi potenţialul osmotic al celulelor petalelor. Conţinutul în glucide solubile al petalelor interne creşte şi se realizează o mai bună deschidere a florilor dacă se elimină petalele externe.

Marisen şi La Brijn (1995) au constatat că glucidele din petalele trandafirilor, soiul *Sonia,* au scăzut cantitativ în cazul în care au fost înlăturate frunzele şi au crescut când frunzele erau prezente pe tija floral㠹.

Intensitatea procesului de respiraţie a trandafirilor variază în funcţie de temperatură şi soi (Amăriuţei şi Burzo, 1982). Astfel, intensitatea procesului de respiraţie este mai mică la soiul *Baccara*

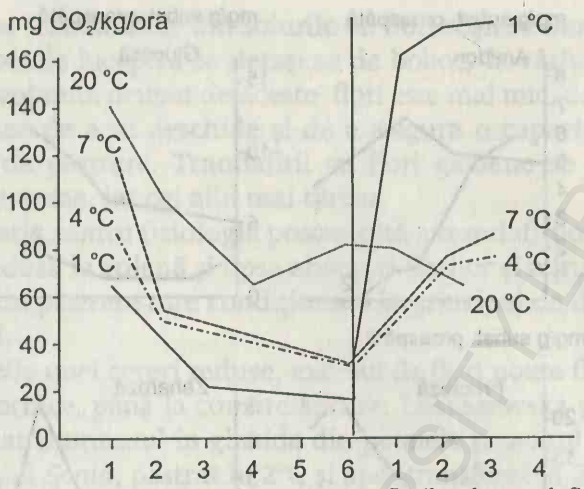

Fig. 8.9. Intensitatea procesului de respiraţie a florilor de trandafir din soiul *Baccara*, păstraţi la diferite temperaturi

(65,4 mg CO_2/ kg/ oră la 1 °C) faţă de soiul *Sonia* (99,3 mg CO_2/ kg/ oră la 1°C), corelându-se în cazul primului soi cu capacitatea mai bună de păstrare. De asemenea, la temperatura de 1°C intensitatea procesului de respiraţie este mai mică de 2,2–2,4 ori comparativ cu valorile determinate la 20°C. Intensitatea mai mică a procesului de respiraţie a florilor de trandafir păstrate la temperaturi coborâte determină consumul în proporţie mai redusă al substratului respirator. Trecerea florilor păstrate 6 zile la temperaturile de 1, 4 şi 7 la 20°C determină intensificarea procesului de respiraţie pe baza substratului neutilizat. Creşterea este mai mare la florile păstrate la temperatura de 1°C, rezervele cărora de substrat respirator sunt mai mari (*Fig. 8.9*).

Pretratarea florilor de trandafir timp de 6 zile cu o soluţie conţinând 8–10% zaharoză a determinat creşterea calităţii florilor şi a vieţii de vas (Deambrogio şi Garibaldi, 1991).

În timpul păstrării în vas a florilor de trandafir, acestea absorb cantităţi diferite de apă şi substanţele dizolvate. Cantitatea de apă absorbită variază în funcţie de mărimea florii, numărul de frunze, lungimea tijei florale şi de gradul de obturare a vaselor lemnoase. În primele zile cantitatea de apă absorbită de o floare este de 4 ml/ zi, după 4 zile atingând 2 ml/zi.

Cauza principală a diminuării ritmului de absorbţie a apei o constituie blocarea vaselor lemnoase ce se poate realiza pe cale fiziolo-

gică, microbiologică sau prin formarea bulelor de aer. Buys (1969) consideră că unii compuşi proveniţi din tulpină şi frunze, care ajung în soluţia conservantă, pot să producă biodegradarea celulelor din tija florală, iar produşii de biodegradare: ramnoză, arabinoză, xiloză, manoză, galactoză, glucoză şi acid galacturonic (Lineberger şi Steponkus, 1976) pot să obtureze vasele lemnoase. Cercetările efectuate de Rasmussen şi Carpentier (1974) au precizat că doar cca 4% din vase sunt astupate în acest mod. Van Doorn (1995) semnalează că în tijele florale ale trandafirilor păstraţi nu există latex, mucilagii gome sau compuşi fenolici ce ar confirma existenţa unui blocaj de natură fiziologică a vaselor lemnoase.

Pe suprafaţa secţiunii şi în vasele lemnoase se dezvoltă bacterii care împreună cu polizaharidele determină tipul al doilea de obturare a vaselor lemnoase, blocarea microbiologică. Van Doorn ş.a. (1986) au precizat că tipul corespunzător de blocare are loc numai când numărul bacteriilor din soluţia din vas depăşeşte 10^{10}/ ml şi pH-ul creşte de la 3 la 4 (Van Doorn, 1995). În aceste condiţii vasele conducătoare sunt astupate cu bacterii vii sau moarte, cu exopoliglucide produse de bacterii sau cu substanţe rezultate din descompunerea lor. Rezultate similare referitoare la efectul pH-ului scăzut (3) au obţinut Durkin şi Put (1995).

Infecţia cu bacterii se produce în timpul secţionării tijei florale şi în timpul păstrării florilor în apă.

Cel de al treilea tip de blocare, cu bule de aer, reprezintă, după Van Doorn (1988), un factor important ce controlează transportul apei prin tija florală şi reprezintă principala cauză a scăderii ratei de transport a apei prin tijele florale ale trandafirilor păstraţi pe cale uscată. Cu toate acestea, nici blocarea microbiană, nici prezenţa bulelor de aer, individual, nu pot explica diminuarea atât de evidentă a transportului apei. Din această cauză Van Doorn (1995) ajunge la concluzia că între cele două mecanisme nu există o interacţiune, dar numai însumarea acţiunii lor poate explica acest efect.

Capacitatea diferitelor soiuri de trandafir de a-şi menţine potenţialul hidric este diferită. Astfel, Van Doorn (1995) a constatat că trandafirii din soiul *Cara Mia* realizează după câteva ore de păstrare uscată la 20 °C acelaşi potenţial hidric pe care îl realizează soiul *Sonia* după 24–36 de ore. Nu se cunoaşte mecanismul fiziologic care determină aceste diferenţe.

Stresul hidric are o corelaţie directă cu conţinutul în acid abscisic din petalele florilor de trandafir. Orlandini ş.a. (1991) au introdus

într-un exicator petale de trandafir şi antigel care a produs deshidratarea acestora. După 48 de ore s-a constatat sinteza acidului abscisic, ceea ce dovedeşte că petalele izolate sunt capabile să sintetizeze acest hormon, în corelaţie directă cu potenţialul hidric.

Amăriuţei şi Burzo (1982) au urmărit comportarea la păstrare la temperatura ambiantă a trandafirilor soiurile *Baccara* şi *Sonia*, după ce în prealabil au fost păstraţi în apă la temperatura de 1, 4, 7 şi 10°C. S-a constatat că păstrarea în condiţiile mediului ambiant a fost influenţată de nivelul temperaturii şi de durata de expunere; temperatura optimă fiind de 1°C, iar durata de 3 zile. Prin păstrarea trandafirilor la această temperatură se reduce intensitatea procesului de respiraţie şi consumul de substrat respirator, rămânând suficiente rezerve energetice pentru menţinerea calităţii florilor la consumator.

Dintre cele două soiuri luate în studiu, soiul *Sonia* s-a dovedit a avea o durată a vieţii de vas mai mare cu 2 zile comparativ cu soiul *Baccara*.

Prin păstrarea florilor de trandafir în soluţii conservante substratul respirator se completează prin absorbţia acestuia din soluţie, fapt ce contribuie la prelungirea vieţii de vas. Paulin (1986) consideră că aprovizionarea florilor de trandafir cu glucide exogene poate prelungi durata vieţii de vas de trei ori.

Scholes şi Boodley (1964) au constatat că trandafirii se pot păstra timp de 4–5 zile la temperatura de 1,5–4,5°C în soluţii conservante. Paulin ş.a. (1977) au studiat modul de păstrare a diferitelor soiuri la temperatura de 15–20°C, în condiţii de lumină şi întuneric, iar Lempar (1979) a evidenţiat importanţa schimbării apei în timpul păstrării trandafirilor.

Trandafirii din soiul Bridal Pink, păstraţi la temperatura de 28–31°C, în soluţie conservantă conţinând 0,015% sulfat de hidroxichinoleină, 0,02% clorură de potasiu şi dextroză în concentraţie de 0%, 2% şi, respectiv, 3% au avut intensitatea procesului de respiraţie corelată cu concentraţia de dextroză (Amăriuţei ş.a., 1990). Cele mai mari valori s-au înregistrat la probele păstrate în soluţie conţinând dextroză 3% (*Fig. 8.10*). La această variantă s-a constatat şi cea mai mare greutate a 10 petale.

Goszczynska ş.a. (1989) au constatat că păstrarea trandafirilor în soluţie conservantă cu citrat de hidroxichinoleină (200 ppm) şi zaharoză (2 %), la care s-a adăugat azotat de calciu (0,25–0,5 %), a prelungit durata vieţii de vas cu 2–3 zile, dar a redus proporţia de flori deschise. Cele mai bune rezultate s-au obţinut în cazul în care florile

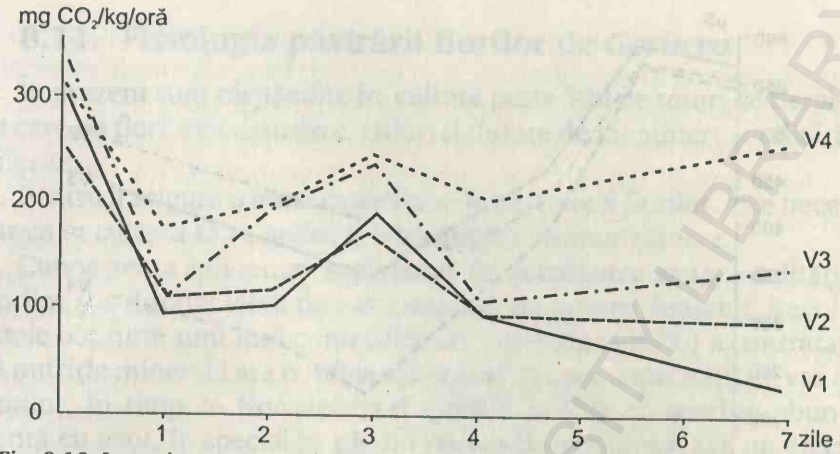

Fig. 8.10. Intensitatea procesului de respiraţie a trandafirilor soiul *Bridal Pink*, în timpul păstrării în soluţii conservante, cu diferite concentraţii de dextroză

V1 – Martor (apă)
V2 – 8HQS 0,015% + CINa 0,02%
V3 – Idem V2 + dextroză 2%
V4 – Idem V2 + dextroză 3%

s-au păstrat în această soluţie timp de 20 de ore şi s-a continuat păstrarea în aceeaşi soluţie, dar fără calciu.

Conductibilitatea electrică a soluţiilor conservante prezintă valori maxime la începutul perioadei de păstrare, datorită prezenţei sulfatului de hidroxichinoleină şi a clorurii de potasiu, după care scade datorită absorbţiei acestor substanţe de către florile de trandafir. După 4 zile de păstrare, când rezerva de glucide din petale scade, se produce o creştere a conductibilităţii electrice a soluţiei datorată cotransportului antiport al dextrozei spre celulele florilor (*Fig. 8.11*). Creşterea este mai mare în cazul soluţiei cu concentraţie mai scăzută de dextroză. În cazul păstrării în apă, modificarea conductibilităţii electrice este mult mai redusă.

Dextroza constituie substratul necesar pentru respiraţie şi pentru continuarea proceselor de biosinteză din celulele petalelor, ceea ce asigură prelungirea duratei vieţii de vas a florilor păstrate în soluţie cu 3 % dextroză cu 55 % faţă de martorul păstrat în apă.

Cercetările efectuate de Faragher şi Mayak (1984) evidenţiază că după 4–5 zile de păstrare a trandafirilor la temperatura de 22°C se realizează maximumul de producere al etilenei şi după 8–9 zile se constată sfârşitul vieţii de vas al acestor flori. Aplicarea de inhibitori ai biosintezei etilenei nu a determinat însă prelungirea vieţii de vas a trandafirilor.

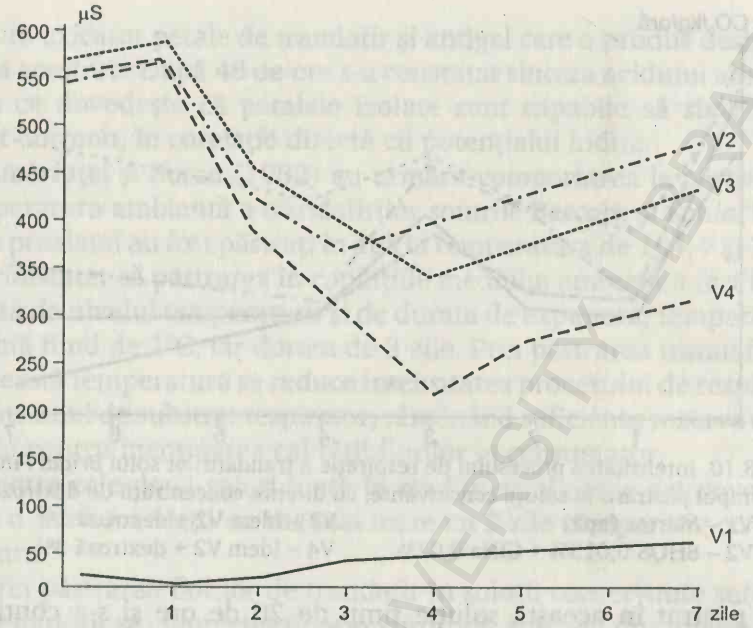

Fig. 8.11. Modificarea conductibilităţii electrice a soluţiei conservante, în care s-au păstrat trandafirii

Mayak ş.a. (1972) au constatat că pe parcursul păstrării trandafirilor are loc diminuarea activităţii citochininelor din petalele soiurilor cu flori roşii şi galbene şi creşterea conţinutului în acid abscisic şi etilenă. Adăugarea de citochinine la soluţia conservantă determină inhibarea senescenţei şi prelungirea vieţii de vas (Mayak şi Halevy, 1974).

Culoarea petalelor poate suferi modificări pe parcursul perioadei de păstrare. Astfel, biodegradarea proteinelor determină punerea în libertate a amoniacului, care favorizează creşterea pH-ului şi înalbăstrirea uşoară a petalelor (Borochov ş.a., 1976). Păstrarea în soluţii conservante ce conţin glucide înhibă proteoliza, modificarea pH-ului şi a culorii petalelor. Concomitent, aceste soluţii stimulează procesul de biosinteză şi de acumulare a pigmenţilor carotenoizi (Lahav şi Halevy, 1969).

Pe parcursul păstrării florilor de trandafir în vase se constată deseori îndoirea tijei bobocului, ceea ce reprezintă o depreciere calitativă. Cauza o constituie lignificarea necorespunzătoare a tijei florale care este corelată cu activitatea enzimei fenilalaninamoniu liază.

8.11. Fiziologia păstrării florilor de *Gerbera*

În prezent sunt răspândite în cultură peste 300 de soiuri de *Gerbera* care au florile cu diametre, culori şi durate de menţinere a calităţii diferite.

Pentru a asigura o bună capacitate de păstrare a florilor, este necesar ca în cultură să se aplice o tehnologie corespunzătoare.

Cunoaşterea influenţei **regimului de fertilizare** asupra calităţii florilor şi a duratei vieţii de vas a suscitat un interes deosebit. Rezultatele obţinute sunt însă contradictorii. Lancaster (1976) a constatat că nutriţia minerală are o influenţă redusă asupra capacităţii de vas a florilor, în timp ce Noordergraaf (1995) susţine că nutriţia abundentă cu azot, în special în ultima perioadă de cultură, are un efect negativ asupra duratei de menţinere a calităţii.

Cercetările efectuate de Alexe (1997) au precizat că potasiul are un efect evident asupra păstrării florilor de *Gerbera*. Aplicat în concentraţie de 40 mg/ 100 g sol, a determinat prelungirea vieţii de vas a florilor cu 1,1–1,3 zile, comparativ cu cele provenite din varianta la care s-a aplicat 30 mg/ 100 g sol. În cazul soiului *Leonardo*, cea mai mare durată a vieţii de vas s-a obţinut la florile la care s-a aplicat o cantitate de azot de 33 mg/ 100 g sol şi de potasiu de 40 mg/ 100 g sol.

Gradul de maturitate al florilor de *Gerbera*, la recoltare, variază în funcţie de tipul inflorescenţei. În cazul soiurilor cu inflorescenţe simple sau semiinvolte, recoltarea se face în faza a II-a, când acestea prezintă în centrul inflorescenţei 2–3 spire cu flori tubulare deschise (Alexe, 1997). În cazul soiurilor cu inflorescenţe involte, momentul optim de recoltare corespunde cu faza când 2/3 din florile ligulate sunt bine întinse.

Alexe (1997) a constatat că durata vieţii de vas a florilor de *Gerbera* recoltate în faza a II-a este mai mare cu 1–4 zile comparativ cu cele recoltate în faza I şi cu 0,5–1,3 zile comparativ cu cele recoltate în faza a III-a.

Nowak, Rudnicki şi Duncan (1990) recomandă ca recoltarea florilor de *Gerbera* să se facă când rândul exterior de flori are polen.

La alte specii, cum este trandafirul, recoltarea se face când amidonul mai este depozitat în cloroplastele din frunze, ceea ce a contribuit la realizarea unei durate de viaţă mai lungi (El Gamasy şi El Fatah, 1969). Rezultatele nu au fost confirmate în cazul florilor de *Gerbera*,care nu au frunze pe tija florală (Sytsema, 1968).

Recoltarea timpurie a florilor de *Gerbera* favorizează însă îndoirea tijei florale datorită ţesutului de susţinere insuficient şi a existenţei cavităţii din centrul tijei florale (Meeteren, 1978).

Păstrarea florilor de *Gerbera* în condiţii frigorifice, în cazul unor cerinţe reduse pe piaţă, determină menţinerea aspectului comercial al acestora ca urmare a reducerii intensităţii proceselor metabolice şi a consumului de substrat respirator. Alexe (1997) a constatat că florile din soiul *Red Marleen* păstrate 10 zile la temperatura de 5 °C, au o durată a vieţii de vas doar cu 1,4 zile mai mică comparativ cu cele păstrate în apă la temperatura camerei.

Condiţionarea florilor înainte de păstrarea în vas constă în reîmprospătarea secţiunii de la baza tijei florale, operaţiune care se execută, de obicei, sub apă, pentru a împiedica formarea bulelor de aer în vasele conducătoare.

În unele cazuri se practică şi scurtarea tijei florale la 30 cm. Aceasta determină încadrarea florilor la o calitate inferioară, dar determină o mai bună absorbţie a apei, o durată mai lungă a vieţii de vas şi evită îndoirea tijei florale (Alexe, 1997).

Absorbţia şi transportul apei sau a soluţiei conservante spre organele florale reprezintă un factor prioritar pentru menţinerea calităţii florilor tăiate de *Gerbera*. Deprecierea calităţii se manifestă în principal prin ofilirea florilor, care este determinată de deficitul hidric produs nu numai de modificarea capacităţii de absorbţie şi de transport a apei prin vasele conducătoare din tijă, ci şi de intensitatea transpiraţiei şi de capacitatea de reţinere a apei de către ţesuturile florilor.

Absorbţia şi circulaţia apei prin vasele conducătoare ale tijelor este condiţionată de mai mulţi factori, dintre care cel mai important s-a dovedit a fi prezenţa microorganismelor (Burdett, 1970; Arts, 1987). Flora microbiană care se dezvoltă la baza tijelor şi în apa de păstrare a florilor obturează vasele conducătoare ale tijelor, fie direct prin gruparea în jurul secţiunii de la baza tijei, fie indirect prin substanţele pe care le produc (Durkin şi Kuc, 1966; Accati ş.a., 1981). Un alt factor care determină blocarea vaselor conducătoare îl constituie formarea unor macromolecule în urma biodegradării pereţilor xilemului (Van Doorn ş.a., 1991). Acestea sunt substanţe de natură pectică, rezultate din descompunerea pereţilor celulari, prin intermediul enzimelor pectolitice (Burdett, 1970).

Pentru a evita formarea florei bacteriene şi obturaţiile de origine pectică care se formează la baza tijei, în cazul păstrării florilor în apă,

este necesar să se împrospăteze zilnic secţiunea de la baza tijei şi să se schimbe apa. De asemenea, prin utilizarea soluţiilor conservante se favorizează absorbţia şi circulaţia apei prin tija florală, deoarece aceste soluţii conţin substanţe care împiedică dezvoltarea microorganismelor. De asemenea, pH-ul scăzut al soluţiilor nutritive inhibă activitatea enzimelor pectolitice implicate în blocarea vaselor conducătoare şi chiar înmulţirea microorganismelor (Maronsky, 1971; Arts, 1987).

Absorbţia apei poate fi micşorată şi de unele substanţe elaborate de tije, independent de acţiunea microorganismelor. Apa de păstrare poate extrage fenoli din celulele de la baza frunzelor şi ale tijei florilor de *Gerbera*. Aceştia se oxidează, intoxică celulele şi blochează vasele conducătoare, împiedicând circulaţia apei prin tijă. De asemenea, în apa de păstrare au fost identificaţi dextrani şi compuşi similari, care în concentraţie foarte mică determină ofilirea florilor. Pentru a reduce conţinutul de substanţe toxice din apa de păstrare este necesar să se îndepărteze frunzele de la baza tijei.

Un alt factor care inhibă transportul apei prin tijele florale îl constituie formarea bulelor de aer, la nivelul secţiunii vaselor lemnoase (Crofts, 1968). Aceste bule avansează pe traiectul vaselor, pe durata sortării, manipulării şi transportului, iar în momentul introducerii tijelor în apă, împiedică absorbţia şi circulaţia acesteia.

Pentru a se evita pătrunderea bulelor de aer în vasele conducătoare ale tijelor, este necesar să se execute împrospătarea secţiunii sub apă şi să se folosească apă caldă fără bule de aer, care reduce şi oxidarea fenolilor degajaţi de unele specii floricole.

Procedeul de opărire a bazei tijelor la speciile cu tije brunificate şi care secretă latex, are drept scop deblocarea vaselor de bulele de aer şi de substanţe de natură pectică şi de latex, care împiedică absorbţia şi circulaţia apei prin plantă.

Lezarea vaselor conducătoare la recoltarea florilor constituie un alt factor care poate conduce la blocarea mecanică a acestora şi la inhibarea absorbţiei apei (Dixon şi Petterson, 1989).

Absorbţia apei din vas de către florile de *Gerbera* are loc atât prin suprafaţa secţiunii transversale făcută prin tija florală, cât şi indirect, prin cavitatea centrală a tijei. În cazul în care absorbţia apei prin secţiunea tijei nu mai poate fi făcută din cauza dezvoltării bacteriilor în apa din vas, iar absorbţia indirectă este frânată, se produce îndoirea tijei florale.

Ritmul de eliminare a apei din ţesuturile florilor de *Gerbera* este influenţată de intensitatea procesului de transpiraţie. Acest proces este dependent nu numai de aprovizionarea florilor cu apă, ci şi de potenţialul osmotic din celulele petalelor. Consumul glucidelor din flori, în procesul de respiraţie, determină scăderea potenţialului osmotic din celule, ceea ce favorizează pierderea apei din celule, scăderea turgescenţei acestora şi ofilirea florilor. Soluţiile conservante ce conţin zaharoză reduc cantitatea de apă absorbită de către tije, dar florile cresc mai mult în greutate comparativ cu cele păstrate în apă, ca urmare a influenţei zaharozei asupra închiderii parţiale a stomatelor şi reducerii intensităţii transpiraţiei (Marousky, 1971; Borochov ş.a., 1976; Durkin, 1979).

Pierderea apei din ţesuturile florilor este influenţată de factorii externi: temperatură, umiditatea relativă a aerului şi lumina. În condiţii de temperatură scăzută şi umiditate relativă a aerului ridicată, florile pierd mai puţină apă. Cercetările efectuate de Carpenter (1973) evidenţiază că lumina are un efect semnificativ asupra absorbţiei şi circulaţiei apei prin tija florilor, controlând deschiderea stomatelor.

Absorbţia apei de către florile de *Gerbera* pe parcursul a 15 zile de păstrare a variat între 1,05 şi 1,38 ml/ 10 g floare / zi. Florile păstrate în apă distilată au absorbit o cantitate mai mare de apă, probabil din cauza intensităţii mai mari a procesului de transpiraţie comparativ cu cele păstrate în soluţie conţinând 2 % zaharoză.

Cercetările efectuate de Van Meeteren (1978), cu flori de *Gerbera* păstrate în apă cu azotat de argint (20 mg/ l), au stabilit că în primele 5 zile rata de absorbţie a apei este mai mare comparativ cu cantitatea pierdută prin transpiraţie, ceea ce determină creşterea greutăţii proaspete, a greutăţii uscate a petalelor şi a conţinutului de apă din acestea.

După 5 zile de păstrare a florilor de *Gerbera*, cantitatea de apă absorbită este mai mică comparativ cu cea pierdută prin transpiraţie, fapt ce determină scăderea greutăţii proaspete şi a greutăţii uscate. Rezultă deci că raportul dintre deficitul de apă şi potenţialul de apă al petalelor se modifică pe parcursul păstrării, rezultând o capacitate redusă de reţinere a apei în celule.

Balanţa apei poate fi perturbată atât de blocarea vaselor lemnoase, cât şi de scăderea capacităţii celulelor din petalele florilor de *Gerbera* de a reţine apa (Van Meeteren, 1978).

Absorbţia apei din vas de către florile de *Gerbera* are loc atât prin suprafaţa secţiunii transversale făcută prin tija florală, cât şi indirect,

prin cavitatea centrală a tijei. În cazul în care absorbţia apei prin secţiunea tijei nu mai poate fi făcută din cauza dezvoltării bacteriilor în apa din vas, iar absorbţia indirectă este frânată, se produce îndoirea tijei florale.

Pierderea apei din ţesuturile florilor este influenţată de potenţialul osmotic din celulele petalelor. Consumul glucidelor din flori, în procesul de respiraţie, determină scăderea presiunii osmotice din celule, intensificarea procesului de transpiraţie, pierderea turgescenţei şi ofilirea florilor. Soluţiile conservante ce conţin zaharoză reduc cantitatea de apă absorbită de către tije, dar florile cresc mai mult în greutate comparativ cu cele păstrate în apă, ca urmare a influenţei zaharozei asupra închiderii parţiale a stomatelor şi reducerii intensităţii transpiraţiei (Marousky, 1971; Borochov ş.a., 1976; Durkin, 1979).

Pierderea apei din ţesuturile florilor este influenţată de factorii externi: temperatură, umiditatea relativă a aerului şi lumina. În condiţii de temperatură scăzută şi umiditate relativă a aerului ridicată, florile pierd mai puţină apă. Cercetările efectuate de Carpenter (1973) evidenţiază că lumina are un efect semnificativ asupra absorbţiei şi circulaţiei apei prin tija florilor, controlând deschiderea stomatelor.

Schimbul de substanţe dintre flori şi soluţia de păstrare este un aspect mai puţin cercetat. Burzo ş.a. (1995) au studiat schimbul de substanţe dintre florile de *Gerbera* şi soluţia de păstrare. Cercetările au dovedit că florile absorb preferenţial zaharoza din soluţia conservantă şi elimină electroliţi, astfel încât conţinutul în substanţe osmotic active să nu se modifice evident. Cantitatea de electroliţi eliminaţi depinde de specie. Astfel, media pe 6 zile, exprimată în μS/g/ml/zi, este de 0,87 pentru *Gerbera,* soiul *Red Marleen.* Cantitatea de electroliţi eliminată din flori este dependentă de permeabilitatea membranelor plasmatice a celulelor din petale care a fost de 640 μS/g .

Cantitatea de electroliţi determinată în soluţia conservantă depinde de compoziţia acesteia şi de durata de păstrare. În primele 3 zile de păstrare nu s-au constatat diferenţe evidente între variante, dar după 7 zile cantitatea de electroliţi din soluţia cu 1 % zaharoză a fost de 6,4 ori mai mare, iar din cea cu 3 % zaharoză de 6,8 ori mai mare comparativ cu valoarea determinată în apa distilată. Aceste determinări au condus la concluzia că transportul zaharozei prin plasmalemă se face în mod activ, printr-un transport antiport cu protonii, ceea ce determină scăderea potenţialului de membrană şi deschide-

rea canalelor de ioni. Prin aceste canale trece, mai ales, potasiul care se găseşte în cantitatea cea mai mare în celule şi care are rol în generarea potenţialului osmotic. Rolul potasiului este luat de zaharoză, care are o funcţie similară în generarea potenţialului osmotic.

Sulfatul de hidroxichinoleină are un efect similar. Probabil, această substanţă este absorbită de celule şi împreună cu alţi electroliţi contribuie la relaizarea presiunii de turgescenţă, contribuind în acelaşi timp la eliminarea potasiului din celule.

Asigurarea substaratului respirator contribuie la deschiderea florilor şi la menţinerea activităţii lor metbolice. Reid şi Evans (1986) au precizat că procesul de deschidere a bobocilor florali este însoţit de creşterea masei lor de 2–3 ori. Aceasta se poate realiza în condiţii optime numai printr-un aport extern de glucide, care provine din soluţiile nutritive.

Cercetările efectuate de Kaltaler şi Steponkus (1970) au dovedit că zaharoza din soluţiile conservante influenţează durata de viaţă a florilor prin menţinerea structurii şi funcţiilor mitocondriilor. De asemenea, zaharoza îmbunătăţeşte efectul citochininelor de inhibare a senescenţei florilor şi reduce efectul etilenei (Mayak şi Dlley, 1976).

Masa medie a florilor variază în funcţie de cantitatea de apă eliminată prin transpiraţie, de consumul de substanţe consumat în procesele metabolice şi de ritmul de absorbţie a apei şi a zaharozei din soluţia conservantă.

În cazul florilor de *Gerbera*, soiul *Maria*, păstrate în apă distilată, masa medie a florilor a crescut în primele trei zile cu 0,80 g/ 10 g floare, pentru ca în continuare să se constate o diminuare treptată a acesteia.

Alexe (1997) a constatat că după 12 zile de păstrare masa medie a florilor păstrate în apă a fost mai mică faţă de masa iniţială, în timp ce variantele păstrate în soluţii conservante au avut masa medie mai mare cu 4,9–25,8% (*Tabelul 8.3*).

Intensitatea procesului de respiraţie a florilor de *Gerbera* reprezintă o medie ponderată a a intensităţii acestui proces a diferitelor părţi constituente ale acestora. Astfel, cea mai mare intensitate a procesului de respiraţie s-a determinat la florile din centrul inflorescenţei aflate în faza de creştere. Iar cea mai mică la ţesuturile de la baza tijei florale, aşa după cum rezultă din următoarele date:

Flori cu poziţie centrală	830,48 mg CO_2/ kg/ h
Flori neligulate	669,96 „
Flori ligulate	383,53 „

Tabelul 8.3. **Masa medie a florilor de *Gerbera* faţă de cea iniţială (%), după 12 zile de păstrare**

Soiul	*Apă distilată*	*Zaharoză, 2 % Sulfat de hidrazină, 0,02 % Sulfat de cupru, 0,01 % Sulfat de aluminiu, 0,01 %*	*Zaharoză, 2 % Citrat de hidroxichinoleină, 0,02 % Azotat de argint, 0,05 %*
Rebecca	98,5	115,4	125,8
Athene	95,8	112,8	120,5
Flame	101,4	106,9	120,3
Cerise	91,9	104,9	115,2
Marleen	98,2	114,5	116,2
Tamara	–	100,0	114,2
Tzigana	–	112,9	125,4
Mint	–	114,7	130,8

Sepale	347,28	„
Vârful tijei florale	457,08	„
Baza tijei florale	163,56	„

Determinările efectuate la florile întregi au evidenţiat existenţa unei dinamici caracteristice pentru speciile climacterice. Intensitatea procesului de respiraţie a avut valoarea maximă în momentul recoltării (383,53 mg CO_2/ kg/oră) a prezentat o diminuare astfel încât după 8–9 zile a avut valoarea minimă (160,02–222,18 mg CO_2/ kg/ oră), a crescut din nou realizând un maximum climacteric după 10–11 zile (265,31–309,13 mg CO_2/ kg/ oră) şi a diminuat treptat pe parcursul perioadei de senescenţă (149,91–276,17 mg CO_2/ kg/oră).

Impulsionarea florilor de *Gerbera*, soiul *Richard* şi *Symphonie*, prin păstrarea timp de 24 de ore într-o soluţie conţinând zaharoză 20 %, sulfat de hidroxichinoleină 0,02 % şi azotat de argint 25 ppm, a determinat creşterea intensităţii procesului de respiraţie de 1,5 ori şi întârzierea apariţiei climactericului respirator cu 1–2 zile, comparativ cu florile păstrate în apă distilată (Amăriuţei, Burzo şi Alexe, 1985).

Conţinutul în glucide solubile a diminuat pe parcursul vieţii de vas, dar această diminuare a fost mai mare în cazul florilor neforţate. S-a constatat, de asemenea, că greutatea proaspătă a inflores-

centelor, turgescenţa şi durata vieţii de vas au fost mai mari în cazul florilor forţate comparativ cu cele neforţate.

Păstrarea în soluţii ce inhibă sinteza etilenei, respectiv în soluţii ce conţin azotat de argint, tisulfat de argint sau citrat de hidroxichinoleină au determinat prelungirea vieţii de vas a garoafelor. În cazul inflorescenţelor de *Gerbera* nu s-a constatat reducerea cantităţii de etilenă produsă în timpul maturării şi a senescenţei.

Cercetările efectuate de Burzo ş.a. (1992), Amăriuţei, Crăciun, Burzo (1995) cu privire la păstrarea florilor de *Gerbera* în apă şi în soluţie conservantă cu 2 % zaharoză şi 0,02 % sulfat de hidroxichinoleină au condus la următoarele precizări:

- Permeabilitatea membranelor plasmatice este de 1,4 ori mai mare în cazul petalelor provenite de la florile păstrate în apă distilată, comparativ cu cele păstrate în soluţie nutritivă.
- Masa medie a 10 petale a înregistrat valoarea maximă după 3 zile de păstrare în apă distilată şi după 5 zile de păstrare în soluţie conservantă.
- Florile au prezentat două maximumuri climacterice care la varianta păstrată în soluţie conservantă au avut loc cu o zi mai târziu, iar intensitatea procesului de respiraţie în această fază a fost mai mare de 1,3–1,5 ori faţă de varianta păstrată în apă.
- În primele 6 zile de păstrare activitatea peroxidazelor a fost mai intensă la variantele păstrate în apă, pentru ca în continuare activitatea maximă să fie determinată în petalele florilor păstrate în soluţie conservantă.
- După 12 zile de păstrare, conţinutul petalelor în pigmenţi carotenoizi, flavonici şi antocianici a crescut de 2,2, 1,5 şi, respectiv, 2,5 ori în cazul variantei păstrate în apă şi de 2,0, 2,4, respectiv, 1,5 ori la varianta păstrată în soluţie conservantă.
- Durata vieţii de vas a florilor păstrate în apă a fost mai mică cu 2,5 zile comparativ cu cele păstrate în soluţie conservantă.

Cercetările efectuate de Alexe (1997) au condus la concluzia că durata vieţii de vas a florilor de *Gerbera* păstrate în soluţie conservantă conţinând zaharoză 2%, azotat de argint 50 ppm şi citrat de hidroxichinoleină 200 ppm, este mai mare cu 4–11,4 zile comparativ cu a celor păstrate în apă.

După Accati şi Jona (1989), soluţia cu cele mai bune rezultate în păstrarea florilor de gerbera conţine: 300 ppm sulfat de hidroxichinoleină, 300 ppm benzoat de sodiu, 10^{-4} mol acid aminooxiacetic, 10^{-4} mol 3,4,5-triclorfenol şi 20 g/ l zaharoză.

În cazul speciilor neclimacterice aşa cum este şi *Gerbera*, conţinutul în etilenă al ţesuturilor rămâne aproape constant.

Etilena exogenă în concentraţie de 10, 50 şi 100 ppm nu a afectat calitatea florilor de *Gerbera* (Nowak şi Plich, 1981). Alexe (1997) a urmărit efectul concentraţiilor mai mari de etilenă exogenă (500 ppm), asupra vieţii de vas a florilor de *Gerbera*. Rezultatele obţinute au evidenţiat că durata vieţii de vas a florilor tratate cu etilenă şi păstrate în apă a fost cu 2 zile mai mică faţă de florile netratate. În cazul în care florile tratate au fost păstrate în soluţie conţinând tiosulfat de argint, efectul etilenei a fost inhibat, iar durata vieţii de vas a fost mai mare cu 3,5 zile faţă de florile netratate.

Operaţiunile de îngrijire a florilor constau, în general, în împrospătarea secţiunii şi schimbarea apei. Prin aceste operaţiuni se evită înmulţirea microorganismelor în apa în care se face păstrarea, cât şi la baza tijei florale. Prin aceasta se asigură o mai bună absorbţie a apei şi a substanţelor nutritive din soluţia conservantă.

Observaţiile făcute de Alexe (1997) au evidenţiat că schimbarea zilnică a apei determină prelungirea vieţii de vas a florilor cu 0,8–0,9 zile, iar schimbarea zilnică a apei şi reîmprospătarea secţiunii tijei la 2 zile conduce la prelungirea vieţii de vas cu 1,6–1,9 zile.

Modificarea conţinutului în pigmenţi din florile de *Gerbera* variază în funcţie de soi. Astfel, soiul *Rubin* se caracterizează printr-un conţinut mare de antociani şi redus de caroteni. Ambii pigmenţi prezintă o acumulare pe parcursul păstrării; antocianii cresc în 7 zile de la 20,19 mg la 36,80 mg/ 100 g, iar carotenii de la 0,80 mg la 2,79 mg/ 100 g.

Soiul *Mirage* se caracterizează printr-un conţinut redus de antociani şi mai mare de caroteni. Conţinutul în antociani creşte în 7 zile de păstrare în apă de la 4,04 mg la 20,19 mg/ 100 g, iar cel de caroteni de la 10,18 mg la 35,53 mg/ 100 g.

Ultrastructura petalelor ligulate din florile de *Gerbera*, soiul *Red Marleen*, proaspăt recoltate a fost caracterizată astfel:

Celulele epidermei prezintă vacuole mari în care se găsesc formaţiuni globulare electron-dense, probabil de natură antocianică. În lungul tonoplastului se găsesc formaţiuni "înmugurite"(pinocite), care conţin substanţe elaborate în citoplasmă şi care sunt transportate în vacuolă.

Citoplasma relativ electron-densă conţine cromoplaste globuloase cu numeroşi plastoglobuli, mitocondrii alungite şi nucleul cu un singur nucleol. În cromoplaste se remarcă numeroase globule osmeofile,

slab sau intens electron-dense, care conţin, probabil, lipide şi plastoglobuli necoloraţi, care conţin pigmenţi carotenoizi.

Mezofilul este alcătuit din celule relativ mari, cu pereţii subţiri, care delimitează numeroase spaţii intercelulare. Celulele mezofilului de pe faţa superioară a petalelor ligulate au puţină citoplasmă, au cromoplaste mici, fără tilacoide. Cele de pe faţa inferioară sunt mai bogate în citoplasmă, aspectul de degenerare a tilacoidelor se estompează, dimensiunile cromoplastelor cresc, iar cloroplastele au tilacoide bine dezvoltate (Burzo ş.a., 1992).

Florile păstrate 8 zile în apă distilată au celulele afectate de alterări moderate sau profunde. Astfel, alături de celulele epidermice, care au o cantitate mică de citoplasmă, se găsesc celule cu conţinutul colapsat şi degradat.

Celulele mezofilului au puţină citoplasmă, cromoplastele sunt fusiforme şi conţin numeroşi plastoglobuli, iar vacuolele sunt aproape lipsite de elemente figurate. Alături de aceste celule se găsesc celule care au ultrastructura alterată profund şi celule în care degradarea ultrastructurii este completă.

Florile păstrate 8 zile în soluţii conservante prezintă simptome mai reduse de alterare a ultrastructurii, faţă de cele păstrate în apă distilată. Astfel, s-a constatat că celulele din petalele ligulate au celulele epidermei cu un conţinut redus de citoplasmă şi cromoplaste, ultimele având o granulă mare electron-densă, înconjurată de numeroşi plastoglobuli.

Celulele situate sub epidermă au cromoplaste cu puţine globule osmeofile şi cu tilacoide semidegradate. Mitocondriile sunt mari, alungite, sugerând existenţa unei activităţi metabolice intense. Celulele situate în vecinătatea epidermai inferioare conţin cloroplaste tipice şi cromoplaste alungite, cu numeroşi plastoglobuli. În celulele stomatice se remarcă prezenţa amiloplastelor care conţin numeroase granule de amidon (Amăriuţei, Crăciun, Burzo, 1995).

8.12. Fiziologia păstrării florilor de *Freesia*

Inflorescenţele de *Freesia* sunt alcătuite dintr-un număr de 8–14 flori, iar procesul de înflorire evoluează de la bază spre apex. În timpul procesului de maturare al florilor pe plantă, conţinutul în glucide din flori creşte de 15–20 de ori, valoarea maximă fiind determinată la înflorit (Meeteren ş.a., 1995).

Gradul de maturitate la recoltare a florilor de *Freesia* are o importanţă deosebită asupra deschiderii florilor. În numeroase cazuri mugurii nu se deschid, iar florile au o calitate inferioară.

Deschiderea florilor este determinată de însuşirile de soi, dar şi de gradul de deschidere a mugurilor, care este corelat cu conţinutul acestora în glucide.

Sytsema ş.a. (1995) au constatat că florile deschise au un conţinut de glucide mai mare de 1,5–2,0 ori comparativ cu florile imature, iar durata vieţii de vas a fost corelată cu conţinutul în glucide. Van Meeteren ş.a. (1995) au constatat că floarea a 5-a dintr-o inflorescenţă detaşată de *Freesia*, păstrată în apă, are doar 20 % din conţinutul de glucide din aceeaşi floare ataşată de plantă.

Cercetările referitoare la fiziologia florilor de *Freesia* sunt mai puţin numeroase comparativ cu cele referitoare la garoafe, trandafiri sau la *Gerbera*.

Barendse (1979) a studiat influenţa unor soluţii consevante asupra florilor de *Freesia*.

Sytsema (1986) a experimentat efectul tratamentului cu tiosulfat de argint asupra procesului de senescenţă şi a vieţii de vas a florilor de *Freesia*. Mai recent Amăriuţei, Burzo şi Crăciun (1994) au urmăit efectul pretratamentului timp de 24 de ore cu tiosulfat de argint asupra păstrării la temperatura camerei, a florilor de *Freesia*, soiurile *Oberon* şi *Ballerina*. Rezultatele au evidenţiat că pretratamentul a determinat ca pe parcursul perioadei de păstrare în apă sau în soluţii conservante intensitatea proceselor de respiraţie şi transpiraţie, cât şi permeabilitatea membranelor plasmatice să fie mai mică comparativ cu florile netratate. În acelaşi timp, greutatea medie a florilor a fost mai mare. În ceea ce priveşte durata vieţii de vas, efectul tratamentului nu este suficient de evident, ceea ce permite să se conchidă că florile de *Freesia* prezintă sensibilitate mijlocie faţă de etilenă, comparativ cu alte specii sensibile la etilenă, cum sunt garoafele.

8.13. Fiziologia păstrarii tuberozelor

Tuberozele au o inflorescenţă de tip racem spiciform, cu lungimea de 14–28 cm, alcătuit din peste 30 de flori, grupate câte două la un nod. În această inflorescenţă se găsesc flori în diferite faze de dezvoltare. Datorită acestui fapt, aproape fiecare floare din inflorescenţă are un metabolism specific: unele sunt în faza de creştere, în timp ce altele au ajuns la maturitate.

Florile se caracterizează printr-o intensitate respiratorie care variază între: 22 ml/ kg/ oră la temperatura de 2°C şi 110,8 ml/ kg/ oră la 20 °C (Sandrasagarren şi Reid, 1989).

Cantitatea de etilenă produsă de tuberoze variază în funcţie de grasul de maturitate al florilor:

Flori senescente:	3,0	µl/kg/oră
Flori deschise:	2,3	"
Muguri:	2,3	"
Muguri terminali:	1,0	"

Păstrarea florilor de tuberoze prezintă inconvenientul că o parte din bobocii florali nu se deschid, iar florile mature cad destul de repede. Pentru diminuarea abscisiei florilor Sandrasagarren şi Reid (1989) recomandă impulsionarea florilor prin păstrarea acestora timp de 24 de ore într-o soluţie conţinând 20 % zaharoză, în apă deionizată. Păstrarea acestor flori în continuare în soluţie conservantă a evidenţiat că acestea se deschid mai încet, dar au o durată a vieţii de vas mai mare.

Viaţa de vas a tuberozelor poate fi prelungită prin păstrarea în soluţii conservante cu 1,5 % zaharoză.

Soluţiile conţinând tiosulfat de argint pentru inhibarea biosintezei etilenei nu au dat rezultat, ionii de argint, chiar şi în cantitate mică (1 µmol), au avut o toxicitate mijlocie. Aceasta dovedeşte că etilena nu este implicată în senescenţa florilor de tuberoze.

BCU IASI/CENTRAL LIBRARY

Capitolul 9
Dereglări fiziologice ale plantelor floricole

Acţiunea factorilor ambianţi din timpul perioadei de creştere, maturare şi păstrare, care nu se găsesc în limitele optime, au un efect stresant asupra plantelor floricole şi, în special, a florilor, determinând apariţia unor dereglări fiziologice.

Temperatura superioară sau inferioară optimului, umiditatea aerului şi solului, nutriţia deficitară, poluarea mediului, ventilaţia necorespunzătoare, reprezintă factori importanţi care determină apariţia dereglărilor fiziologice.

Simptomele dereglărilor fiziologice se pot manifesta pe ţesuturile externe sau pot să apară numai la interiorul ţesuturilor sau a celulelor şi din această cauză sunt mai greu de depistat.

În ceea ce priveşte durata dintre acţiunea factorului cauzal şi apariţia dereglărilor fiziologice, s-a constatat că în unele cazuri manifestarea se produce imediat, în alte cazuri se produce numai după o perioadă mai îndelungată de timp.

Acţiunea factorilor stresanţi se manifestă în cele mai multe cazuri simultan şi din această cauză este foarte dificil să se stabilească cauza exactă sau cauzele dereglărilor fiziologice.

Dereglările fiziologice ale plantelor floricole şi ale florilor reprezintă un domeniu ce nu a fost abordat de specialiştii din România, iar numărul lucrărilor publicate în acest domeniu este foarte redus. Din această cauză nu există o nomenclatură oficializată pentru aceste dereglări fiziologice, ceea ce conduce la numeroase confuzii.

Carenţele de substanţe minerale afectează creşterea şi dezvoltarea plantelor floricole şi determină apariţia unor simptome specifice.

– Carenţa de azot inhibă creşterea plantelor floricole, acestea au talie mică, lăstari debili, frunzele au culoarea verde-gălbuie, iar flori-

le au dimensiuni reduse. În cazul lalelelor, carenţa de azot a determinat scăderea producţiei de bulbi, a suprafeţei frunzelor, lungimii tulpinii florale şi a florilor şi a întârziat procesul de înflorire.

- Carenţa de fosfor determină scurtarea internodurilor, frunzele au dimensiunile mici şi culoarea verde-albăstruie, cu nuanţe de roşu. Florile sunt mici şi insuficient colorate.
- Carenţa de potasiu se caracterizează prin decolorarea şi necrozarea marginilor limbului foliar.
- Carenţa de calciu se manifestă în zonele apicale ale plantelor, unde mugurii mor, iar frunzele cu dimensiuni mici se răsucesc şi cad timpuriu.
- Carenţa de fier se caracterizează prin cloroza frunzelor, la care doar nervurile rămân cu o tentă verzuie.

Avortarea mugurilor florali se întâlneşte la trandafiri şi se caracterizează prin moartea şi căderea unor muguri apicali. Acest proces este stimulat de intensitatea luminoasă redusă, iar perioada sensibilă este situată între inducţia florală şi momentul când bobocul floral devine vizibil.

Tija floral scurtă apare la narcise şi lalele în cazul în care perioada cu temperaturi coborâte a fost prea scurtă. În cazuri severe la vârful tepalelor lalelelor apar zone necrotice sau necolorate, sau florile pot să moară.

Bulbi neînrădăcinaţi se întâlnesc la bulbii de narcise care au fost păstraţi în condiţii necorespunzătoare, care produc uscarea şi întărirea bazei bulbului.

Degenerarea bulbilor de narcise se caracterizează prin producerea unui număr mic de flori şi un număr mare de frunze şi de bulbili.

Această dereglare fiziologică poate fi cauzată de mai mulţi factori care produc moartea mugurului principal: factori ambianţi sau parazitari (musculiţa sau păianjenul bulbului).

Moartea florilor de narcise poate fi cauzată de diferenţele mari de temperatură dintre zi şi noapte, de o perioadă uscată şi călduroasă în timpul creşterii, sau de o toamnă umedă. Aceşti factori dereglează balanţa apei din flori şi în corelaţie cu un sistem radicular slab pot să determine moartea florilor.

Lipsa florilor se întâlneşte la bulbii de lalele de dimensiuni normale, la care a vut loc inducţia florală. Bulbul produce o singură frunză mare şi în unele cazuri rare se formează până la 3 frunze normale, dar nu se formează floarea.

Cauzele acestei dereglări fiziologice nu sunt cunoscute.

Plante fără flori se întâlnesc în cazul lalelelor, care se caracterizează prin iniţierea normală a florilor, dar care nu se dezvoltă complet şi avortează într-o etapă timpurie, floarea întreagă sau o parte a acesteia.

Cauzele acestei dereglări fiziologice nu sunt cunoscute, dar simptomele menţionate se produc în cazul în care bulbii au fost expuşi la temperaturi ridicate înainte de plantare, de fluctuaţiile de temperatură sau de înrădăcinarea necorespunzătoare.

Ruperea tijei florilor de lalele, stânjenel şi crin, se manifestă mai ales la plantele care au fost forţate. În acest caz, s-a constatat că înainte de înflorire se formează o zonă sticloasă pe tija florală, sub zona de creştere. Celulele din această zonă elimină un exudat, acest proces fiind favorizat de alterarea structurii membranelor plasmatice.

Se presupune că factorul cauzal îl constituie carenţa locală de calciu, determinată de mobilitatea scăzută a acestui element. Această dereglare fiziologică poate fi evitată prin adăugarea de săruri de calciu la apa de udare.

Pete necrotice se formează pe primele frunze cu rol de depozitare a bulbilor proveniţi de la unele soiuri de lalele. În primele etape ale apariţiei acestei dereglări fiziologice se formează pete sticloase incolore, determinate, probabil, de trecerea în spaţiile intercelulare a sucului celular conţinând glucide solubile (Kamerbeek, 1962).

Cauzele acestei dereglări fiziologice nu sunt cunoscute. Experienţele de fertilizare au dovedit că nu este vorba de deficienţă de nutriţie, dar umbrirea culturilor cu 50 sau 75 % din intensitatea luminoasă normală a determinat reducerea sau chiar dispariţia acestei dereglări fiziologice.

Pete albe, uscate şi tari se formează pe suprafaţa bulbilor de lalele care au fost păstraţi în depozite.

Se crede că această dereglare fiziologică se datorează manipulării necorespunzătoare a bulbilor şi este favorizată de recoltarea bulbilor înainte de maturitate sau de păstrarea în condiţii de umiditate ridicată şi ventilaţie necorespunzătoare.

Secundar, pe ţesuturile afectate se pot grefa ciuperci patogene.

Discul tare este o dereglare fiziologică care a fost identificată la bulbii de lalele păstraţi la temperatura de 5 °C. După plantare, rădăcinile nu pot penetra spre sol şi cresc în sus printre tunici.

Apariţia acestei dereglări fiziologice este favorizată de recoltarea timpurie a bulbilor.

Gomozele se întâlnesc la lalele, narcise, zambile şi muscari şi sunt determinate de prezenţa etilenei. Aceasta poate să provină de la bulbii infestaţi cu ciuperci sau de la alte ţesuturi care produc etilenă.

Bobocii aruncaţi este o dereglare fiziologică întâlnită la zambile, care se caracterizează prin ruperea inflorescenţei şi ridicarea acesteia în sus de către frunzele care cresc.

Beijer (1947) a constatat că la un anumit nivel al pedunculului se formează o zonă sticloasă, în dreptul căreia se formează o cavitate longitudinală îngustă. Din aceasta iau naştere fisuri radiale, care formează mici cavităţi transversale. Creşterea frunzelor împinge inflorescenţa în sus, pedunculul rupându-se în dreptul unei cavităţi transversale. Ulterior Beijer (1963) a subliniat faptul că există şi o altă formă a acestei dereglări fiziologice la care nu se formează zona sticloasă şi cavităţi longitudinale şi transversale. În acest caz pedunculul crapă la bază, procesul fiind stimulat de temperaturile ridicate.

BCU IAŞI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

BIBLIOGRAFIE

Aarts, J.F.Th. – Ldj. Koninke. Nederl. Wetensch. Amsterdam, 1958, 61, 325–333.

Aarts, J.F. – Meded van Landbouwhageschol to Wageningen, 1987, 1–62.

Accati, E.G. ş.a. – Acta Horticulturae, 1981,113, 137–142.

Accati, E. G., Joan, R. – Acta Horticulturae, 1989, 261, 63–68.

Acock, B. şi *Nichols, R.* – Ann. Bot., 1979, 44, 221–230.

Adam, Z. ş.a. – Physiol. Plant., 1983, 58, 257–262.

Al-Badawy, A. ş.a. – Hort.Sci., 1994, 29, 430.

Alexe, C. ş.a. – Lucrări ştiinţifice. ICDVPH, 1994, vol. XXIV, 91–100.

Algera, L. – Meded. LandbHoogesch. Wageningen, 1947, 48, 87–183.

Altvorst, A.C., Bovy, A.G. – Plant Growth Regul., 1995, 16, 43–53.

Amăriuţei, A. ş.a.–Lucrări ştiinţifice. ICDVVVPH, 1979, vol.X,145–158.

Amăriuţei, A., Burzo, I.– Horticultura, 1981, vol.II, 34–38.

Amăriuţei, A., Burzo, I.– Lucrări ştiinţifice. ICDVPH,1982, vol.XII, 75–82.

Amăriuţei, A., Burzo, I., Alexe, C.– Acta Horticulturae,1986,181,331–337.

Amăriuţei, A. – Păstrarea florilor tăiate. Bucureşti,1987.

Amăriuţei, A. ş.a.– Lucrări ştiinţifice, 1990,vol.XXI, 79–89.

Amăriuţei, A., Burzo. I., Alexe, C. – Lucrări ştiinţifice. ICDVPH, 1991, vol.XXI, 79–80.

Amăriuţei, A., Burzo, I., Alexe, C. – Lucrări ştiinţifice.ICDVPH, 1993, 109–118.

Amăriuţei, A., Burzo, I., Crăciun, C. – Acta Horticulturae, 1994, 368, 586–597.

Amăriuţei, A., Crăciun, C., Burzo, I. – Acta Horticulturae, 1995, 405, 108–116.

Amăriuţei, A., Burzo, I. – Acta Horticulturae, 1995, 405, 372–380.

Amăriuţei, A., Burzo, I., Crăciun, C. – Acta Horticulturae, 1993, 68, 586 – 597.

Amăriuţei, A. ş.a. – Lucrări ştiinţifice. ICDVPH, 1994, vol. XXIV,122–128.

Amăriuţei, A. ş.a. – Lucrări ştiinţifice. ICDVPH, 1994, vol. XXIV, 67–73.

Ambrosio, F. şi *Garibaldi, E.A.* – Acta Horticulturae, 1991, 298, 297–302.

Arditti, J., Knauft, R.L. – Amer. J. Bot., 1969, 56, 620–628.

Arditti, J., Flick, H. – Amer. J. Bot., 1976, 63, 201–211.

Asen, S. – J. Amer. Soc. Hort. Sci., 1967, 96, 770–773.

Asen, S. ş.a. – J. Amer. Hort. Sci., 1971, 96, 770–773.

Asen, S. ş.a.– Phytochemistry, 1975, 14, 2677–2682.

Asen, S. ş.a. – Phytochemistry, 1977, 16, 1118–1119.

Aung, L.H., De Hertogh, A.A. – În Biochemistry and Physiology of Plant Growth substances. Wightman şi Setterfield edit. Ottawa, 1968, 943–956.

Ball, V. – The Ball redbook. Chicago, 1980.

Ball, V. – The Ball redbook grenhause growing. Chicago, 1985.

Barendse, L.V.J. – Vakbland voor de Bloemistery, 1979, 34, 28–29.

Bartoli, C.G. ş.a. – J. Exp. Bot., 1996, 47, 595–601.

Bavid, R. ş.a. – J. Plant Growth Regul., 1984, 3, 217–225.

Bergmans, A.C.J. ş.a. – Planta, 1997, 203, 245–252.

Berkholst, C.E.M. – Acta Horticulturae, 1986, 181, 339–345.

Bewley, J.D., Black, M. – Physiology and biochemistry of seeds in relation to germination. Berlin, Heidelberg, New York, 1982.

Beyer, E.M. – În Ethylene Biochemical, Physiological and Applied aspects. Fuchs şi Chalutz edit. Haga, 1984, 65–74.

Bianco, J. ş.a. – Acta Horticulturae, 1991, 289, 75–82.

Biolley, J.P., Jay, M. – J. Exp. Bot., 1993, 44, 1725–1734.

Biron, I. , Halevy, A.H. – Plant Physiol., 1974, 31, 180–185.

Boer, H.D. ş.a. – J. Exp. Bot., 1993, 25, 624–631.

Bonk, M. ş.a. – Eur. J. Biochem., 1997, 247, 924–950.

Bonk, M. ş.a. – Plant Physiol., 1996, 111, 931–939.

Borochov, A.T., Mayak, S. – Ann. Rpt. Dep. Orn. Hort. Hebrew Univ. for 1974–1975, 1975, 50–52.

Borochov, A. ş.a. – Rpt. Dept. Orn. Hort. Hebrew Univ. for 1974–75, 56–57.

Borochov, A. ş.a. – Plant Physiol., 1976, 36, 218–255.

Borochov, A. ş.a. – Plant Physiol., 1976, 58, 175–188.

Borochov, A. ş.a. – Plant Physiol., 1982, 69, 296–299.

Borochov, A. ş.a. – Acta Horticulturae, 1995, 405, 240–245.

Bovy, A.G. ş.a. – Acta Horticulturae, 1995, 405, 179–180.

Bradley, D. ş.a. – Nature, 1996, 379, 791–797.

Bravo-Plasencia, F., Lieth, C.A. – Hort.Sci., 1993, 28, 161.

Brown, J.H. ş.a. – J. Exp. Bot., 1986,177, 526–534.

Brown, J.H. ş.a. – . Plant Physiol., 1987, 85, 679–683.

Bufler, G. şi *Mor, Y.* – Acta Horticulturae, 1980, 113, 65–68.

Bufler, G. ş.a.– Planta, 1980, 150, 439–442.

Burdett, N.A. – J. Amer. Soc. Hort. Sci., 1970,95, 427–431.

Burzo, I. – Fiziologia şi tehnologia păstrării produselor horticole, Bucureşti, 1986.

Burzo, I. şi *Amăriuţei, A.* – Horticultura, 1989, XXXVIII, 38–40.

Burzo, I. ş.a. – Acta Horticulturae, 1989, 261,119–127.

Burzo, I. ş.a. – Lucrări ştiinţifice. USAB, Seria B, 1992, vol. XXXV, 103–113.

Burzo, I. ş.a. – Lucrări ştiinţifice. ICDVPH, 1994, vol. XXIV, 129–135.

Burzo, I. ş.a. – Lucrări ştiinţifice USAMV, Seria B, 1994, vol. XXXVII, 131–136.

Burzo, I. ş.a. – Acta Horticulturae, 1995, 405, 101–107.

Buxton, W. Y. şi *Stoltz, L.P.* – J. Amer. Soc. Hort. Sci., 1974, 99, 490–493.

Buys, C. – Gartenwelt., 1969, 69, 264.

Candice, C. ş.a. – The Plant Cell., 1999, 11, 445–458.

Carpenter, W.J. ş.a. – Hort.Sci., 1994, 29, 854–857.

Carpenter, W. J. şi *Rasmussen, H.P.* – J. Amer. Soc. Hort. Sci., 1973, 98, 309–311.

Carpenter, W.J. şi *Rasmussen, H.P.* – Scientia Hort., 1974, 2, 293–298.

Carpenter, W.J. ş.a. – Hort.Sci., 1991, 26, 1054–1057.

Carpenter,W.J. ş.a. – Plant cell., 1995, 7, 2001–2011.

Casp, A.M. ş.a. – Acta Horticulturae, 1988, 113, 175–181.

Celikel, F.G., Karacaly, Y. – Acta hortic., 1995, 405, 156–163.

Cernăianu, A. ş.a. – Lucrări ştiinţifice. ICPVILF, 1979, 10, 139–143.

Chen, S. – Ann. Bot., 1969, 20, 302–316.

Cherneva, S. – Mineral Nutrition of Plants. Sofia, vol. II, 1979, 300–304.

Chin, C.H. şi Sacalis, J.N. – J. Amer. Soc. Hort. Sci., 1977, 102, 537–540.

Coen, E.S., Carpenter, R. – Plant cell., 1993, 5, 1175–1181.

Come, D. – În Croissance et developpement. Mauliak edit. Paris, 1982, 129–225.

Cook, D. ş.a. – J. Amer. Soc. Hort. Sci., 1985, 110, 24–27.

Cook, E. L. şi *Van Staden, J.* – Plant Physiol., 1985, 25, 485–489.

Corbineau, F. şi *Côme, D.* – Acta Horticulturae, 1991, 298, 313–321.

Crafts, A.S. – în Water deficit and plant growth. Kozbawski edit. New York, 1968.

Crow, B. – Frischolten von Schnlttblumen. Stuttgart, 1978.

Dai, J., Paull, R.E. – J. Am. Soc. Hort. Sci. 115, 901–905.

Davies, B. ş.a. – Plant J., 1996, 10, 663–677.

Davies, B. ş.a. EMBO J., 1996, 15, 4330–4343.

De Hertog, A.A. şi *Aung, L.H.* – Hort. Sci., 1968, 3, 20–32.

De Hertog, A.A. – Scientia Hortic., 1974, 2, 313–356.

De Hertog, A.A. – Holland bulb forcer's guide. The Neterlands, 1985.

De Hertog, A.A. şi *Le Nard, M.* – The Physiology of flower bulbs. Amsterdam, 1993.

Derks, F. H. M. ş.a. – Acta Horticulturae, 1995, 405, 205–215.

D'hont, K. ş.a. – Acta Horticulturae, 1991, 294, 211–214.

Dilley, D.R., Carpenter, W.J. – Acta Hortic., 1975, 41, 117–132.

Dixon, K.A. şi *Patterson, C.A.* – Sci. Hort., 1989, 38, 277–285.

Dole, J.M., Wilkins, H.F. – Hort.Sci., 1994, 29, 143–145.

Durkin, D.J. şi *Kuc, R.* – Proc. Amer. Soc. Hort. Sci., 1966, 98, 683–688.

Durkin, D.J. – J. Amer. Soc. Hort. Sci., 1979, 104, 860–863.

Durkin, D. J. ş.a. – Acta Horticulturae, 1991, 298, 141–144.

Durkin, D.J. şi *Put, M. C.* – Acta Horticulturae, 1995, 405, 97–100.

Eijk, J.P. şi *Eikelboom, W.* – Acta Horticulturae, 1975, 181, 237–243.

Einset, J.W. şi *Copperund, C.* – Acta Horticulturae, 1995, 405, 190–196.

Einsinger, W. – Plant Physiol., 1977, 59, 707–709.

El Gamasy, A.M. şi *El Fattah, K.A.* – Ann. Agr. Sci. Cairo, 1969, 11, 287–306.

Erwin, J. ş.a. – J. Exp. Bot., 1994, 45, 1019–1025.

Erwin, J.E. – Hortic. Sci. and Landscape Architecture. Univ. Minesota St. Paul, 1995.

Erwin, J.E., Engelen-Eigles, G. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1998, 123, 230–233.

Evenari, M. – Encyclopedia of Plant Physiology, 1965, 15, 804–847.

Faragher, J.D. ş.a. – Acta Horticulturae, 1983, 138, 269–272.

Faragher, J.V. şi *Mayak, S.* – J. Expt. Bot., 1984, 35, 965–974.

Fisher, P.R. ş.a. – Hort.Sci., 1996, 31, 349–352.

Fromm, J. ş.a. – Plant Physiol., 1995, 109, 375–384.

Gagnon, S., Dansereau, B. – Acta hortic., 1990, 272, 145–151.

Gidin, E. ş.a. – Acta Horticulturae, 1989, 261, 171–183.

Gilbart, D.A., Sink, K.C. – J. Amer. Soc. Hort. Sci., 1970, 95, 784–787.

Gilbart, D.A., Sink, K.C. – J. Amer. Soc. Hort. Sci., 1971, 96, 3–7.

Goh, C.J. ş.a. – Scientia Hortic., 1985, 25, 57–67.

Gora, J. ş.a. – J. Essent. Oil Res., 1995, 7, 89–90.

Goszczynska, D.M. ş.a. – Acta Horticulturae, 1985, 167, 79–91.

Goszczynska, D.M. ş.a. – Acta Horticulturae, 1989, 261, 281–285.

Goszczynska, D.M. ş.a. – Plant Growth Regul., 1990, 9, 293–303.

Halaba, J. şi *Rudnicki, R.M.* – Third Int. Symp. on Postharvest Physiology of Ornamentals. Noordwijkerhont, 1985.

Halevy, A.H. – Proc. XVI Int. Hort. Cong., 1963, 220–228.

Halevy, A.H. ş.a. – Proc. Amer. Soc. Hort. Sci., 1963, 83, 786–797.

Halevy, A.H. şi *Kofranek, A.M.* – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1976, 101, 658–660.

Halevy, A.H. şi *Mayak, S.* – Hort. Reviews, 1979, 1, 204–236.

Halevy, A.H. şi *Mayak, S.* – Hort. Reviews, 1981, 3, 59–143.

Halevy, A.H. ş.a. – Plant Physiol., 1984, 75, 1090–1093.

Halevy, A.H. – Handbook of flowering. Boca Raton, 1985.

Hampel, F.D., Feldmann, L.J. – Plant J., 1995, 8, 725–731.

Hanan, J.J. – Poc. Amer. Soc. Hort. Sci., 1959, 74, 692–703.

Hanish Ten Cate, Ch.H. ş.a. – Physiol. Plant., 1975, 33, 280–284.

Harel, R. ş.a. – Acta Horticulturae, 1989, 261, 113–117.

Harkess, R.L., Lyons, R.E. – Hort.Sci., 1994, 29, 141–142.

Hartmann, T.H. ş.a. – Plant Science. New Jersey, 1988.

Hartmann, T.H. – Plant propagation: principles and practices. New Jersey, 1983.

Hartsema, A.M. ş.a. – Verk. Kon. Ned. Akad. Wet.Natuurk. Sect. II, 1930, 27, 1–14.

Hartsema, A.M., Blaauw, A.H. – Proc. Sect. Sci. K. ned. Akad. Wet., 1935, 38, 727–734.

Hartsema, A.M., Luyten, I. – Proc. K. need. Akad. Wet. (Seria C), 1955, 58, 462–468.

Hartsema, A.M. – Encyclopedia of Plant Physiology. Ruhland edit. Berlin, 1961, 123–161.

Have, A., Woltering, E.J. – Plant Mol. Biol., 1997, 34, 89–98.

Heins, R. – Horticulture. Michigan State Univ. East Lansing, 1995.

Helaruitta, Y. ş.a. – Plant Mol. Biol., 1995, 28, 935–941.

Hickleton, P.R. – Hort.Sci., 1991, 26, 1198–1199.
Higaki, T. ş.a. – Hort.Sci., 1992, 27, 909–912.
Ho, L.C. şi *Nicols, R.* – Ann. Bot., 1975, 41, 227–241.
Hobson, G.E., Nichols, R. – Ann. Appl. Biol., 1977, 85, 445–446.
Hocking, P.J. – Ann. Bot., 1993, 71, 495–509.
Holley, W.D. ş.a. – în Liwing flowers. Roger edit. Missouri, Columbia, 1963.
Hopper, D.A. ş.a. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1954, 119, 903–914.
Hopper, D.A. – Hort.Sci., 1996, 31, 938–940.
Itzhaki, H. ş.a. – Plant Physiol., 1990, 94, 1233–1236.
Itzhaki, H. ş.a. – Plant Physiol., 1995, 108, 1029–1033.
Jackson, D. ş.a. – Plant J., 1992, 2, 425–434.
James, W.O., Beevers, H. – New Phytol., 1950, 49, 353–374.
Janson, J. ş.a. – Ann. Bot., 1994, 73, 437–446.
Jones, R.B. – Acta Horticulturae, 1991, 298, 247–251.
Jones, R. şi *McConchie, R.* – Acta Horticulturae, 1995, 405, 216–223.
Jones, M.L., Woodson, W.R. – Plant Physiol., 1997, 115, 205–212.
Jordi, W. ş.a. – J. Plant Growth Regul., 1995, 14, 121–127.
Joyce, D.C. ş.a. – Acta Horticulturae, 1995, 405, 224–231.
Jull, L. ş.a. – Hort.Sci., 1996, 31, 565.
Kaltarer, R. şi *Steponkus, P.* – J. Amer. Soc. Hort. Sci., 1974, 99, 430–493.
Kaltaler, R.E.L., Steponkus, P.L. – J. Amer. Soc. Hort. Sci., 1976, 101, 352–354.
Kamerbeek, C.A. – Acta Bot. Neerlandica, 1962, 11, 331–410.
Kamerbeek, C.A., Beijer, J.J. – Meded. Dir. Tuinb., 1964, 27, 598–604.
Kamerbeek, C.A. ş.a. – Proc. 18-th Int. Hort. Congr., 1972, 5, 233.
Karlsson, M. ş.a. – Hort.Sci., 1996, 31, 681.
Kawabata, S.M.O. ş.a. – Acta Horticulturae, 1995, 405, 173–178.
Kelly, J.D., Schlamp, A.L. – Proc. Amer. Soc. Hort. Sci., 1964, 85, 631–634.
Kende, H. şi *Baumgartner, B.* – Planta, 1974, 116, 279–289.
Kende, H., Hanson, A.D. – Plant Physiol., 1976, 57, 523–527.
Ketsa, S. şi *Thampitakorn, F.* – Acta Horticulturae, 1995, 405, 253–263.
Klein, J. ş.a. – MGG Mol. Gen. Genet, 1996, 250, 7–16.
Kohl, H.C. şi *Nelson, R.S.* – Bloomin News, 1965,7, 16–17.
Kosugi, K. ş.a. – Tech. Bul. Fa. Hort. Chiba Univ., 1976, 24, 1–3.
Krol, A.R., Nam-Hai Chua. – Plant Cell.; 1993, 5, 1195–1203.

Kuijper, J. – Rec. Trav. Neerl., 1981, 28, 1–19.

Kuipen, D. ş.a. – Acta Horticulturae, 1991, 298, 93–98.

Lahav, L. şi *Halevy, A.H.* – Ann. Rpt. Dep. Floric. Hebrev Univ., 1969, 18–23.

Lambrechts, H. ş.a. – Plant Physiol., 1994, 104, 515–520.

Lange, N.E., Heins, R.D. – Acta Hortic., 1990, 272, 115–120.

Larsen, P.B. ş.a. – Plant Physiol., 1995, 108, 1405–1412.

Larson, R.A. – Introduction to floriculture, New York, 1980.

Lee, M.M. ş.a. – Plant Mol. Biol., 1997, 34, 371–382.

Lempar, J. – Deutscher Garttenbaw, 1979, 33, 28.

Le Nard, M. – Acta Horticulturae, 1980, 109, 65.

Le Page Degivry, M.T. ş.a. – J. Plant Growth regul., 1991, 10, 67–72.

Leshem, Y.S. ş.a. – Advances in biochemistry and physiology of plant lipids. Aelquist şi Lilyenberg edit., vol. III, Amsterdam, 1979.

Leshem, Y. ş.a. – Processes and control of plant senescence. Amsterdam, Oxford, New York, 1986.

Lewis, P.M. ş.a. – Hort.Sci., 1998, 33, 508.

Lineberger, R.D. şi *Steponkus, P.L.* – J. Amer. Soc. Hort. Sci., 1976, 101, 246–250.

Lucaszewska, A.J. ş.a. – J. am. Soc. Hort. Sci., 1989, 114, 293–297.

Lucaszewska, A.J. ş.a. – Acta Horticulturae, 1991, 298, 281–285.

Lucaszewski, T.A. şi *Reid, M.S.* – Acta Horticulturae, 1989, 261, 59–62.

Luo, D. ş.a. – Nature, 1996, 383, 794–799.

Lutz, M.J. şi *Hardenburg, R.F.* – Agric. Handbook. USDA, 1968, 66.

Luyten, I. ş.a. – Proc. Sect. Sci. K. ned. Akad. Wet., 1926, 29, 113–126.

Maas, F.M., Bakx, E.J. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1995, 120, 571–576.

Marissen, N. – Acta Horticulturae, 1991, 298, 145–152.

Marks, G.E. – Rpt.John Ines Inst. Norwikh., 1971, 60, 16.

Maronsky, E.J. – J. Amer. Soc. Hort. Sci., 1971, 96, 38–41.

Martin, C. şi *Gerats, T.* – Plant Cell., 1993, 5, 1253–1264.

Matile, P., Winkenbach, P. – J. Exp. Bot., 1971, 23, 759–771.

Maxie, E. ş.a. – J. Amer. Soc. Hort. Sci., 1973, 98, 568–572.

Mayak, S. şi *Halevy, A.H.* – Plant Physiol., 1970, 46, 477–479.

Mayak, S. şi *Halevy, A.H.* – Plant Physiol., 1970, 46, 497–499.

Mayak, S. ş.a. – Physiol. Plant., 1972, 27, 1–4.

Mayak, S. şi *Halevy, A.H.* – Plant Physiol., 1972, 50, 341–346.

Mayak, S., Halevy, A.H. – Plant Physiol., 1974, 32, 330–336.

Mayak, S. şi *Dilley, D.R.* – J. Amer. Soc. Hort. Sci., 1976, 101, 583–585.

Mayak, S. şi *Kofranek, A.M.* – J. Amer. Soc. Hort. Sci.,1976, 101, 503–504.

Mayak, S. ş.a. – Plant Physiol., 1977, 54, 591–593.

Mayak, S. şi *Borochov, A.* – Plant Physiol., 1984, 76, 191–195.

Mayak, S. ş.a. – Processes and control of plant senescence, Amsterdam, Oxford, New York, Tokyo, 1986.

Maxie, E.C. ş.a. – J. Amer. Soc. Hort. Sci., 1973, 98, 568–572.

McCubbin, A.G. ş.a. – Plant Cell., 1997, 9, 85–95.

Meeks-Wagner, D.R. – Plant Cell., 1993, 5, 1167–1174.

Meeteren, M. – Sci. Hort., 1978, 8, 189–197.

Meeteren, U., van Gelder, H. – Acta Hortic., 1995, 405, 284–289.

Mikanagi, Y. ş.a. – Biochem. Syst. Ecol., 1995, 2, 183–200.

Miliţiu, A. şi *Ailincăi, N.* – Floricultură, Bucureşti, 1967.

Moe, R. – Acta Horticulturae, 1975, 41, 77–88.

Mohan Ram, H.Y., Rao, I.V. – Scientia Hort., 1977, 7, 377–382.

Molnar, J.M. şi *Pams, E.V.* – Can. J. Bot., 1977, 55, 617–624.

Mor, Y. ş.a. – Plant Physiol., 1983, 71, 541–546.

Mor, Y. ş.a. – Acta Horticulturae, 1989, 261, 275–279.

Moscovici, S. ş.a. – Plant Physiol., 1996, 110, 1275–1282.

Munk, N.J. – Acta Horticulturae, 1991, 298, 323–325.

Nicols, R. – J. Hort. Sci., 1968, 43, 335–349.

Nicols, R. – J. Hort. Sci., 1973, 48, 111–121.

Nichols, R. – Planta, 1977, 135, 155–159.

Noordegraaf, C.V. – Acta Horticulturae, 1995, 405, 123–131.

Nortsen, L.M. şi *Fjeld, T.* – Acta Horticulturae, 1995, 405, 148–155.

Nowak,J. şi *Plich, H.* – Rostliny Ozdobne, 1981, 198, 5.

Nowak, J. şi *Plich, H.* – Proce. Inst. Sad. I Kwiac. Seria B, 1981, 6, 89–96.

Nowak, J. şi *Veen, H.* – J. Plant Growth Regul., 1982, 1, 153–159.

Nowak, J., Rudnicki, R.M. – Postharvest Handling Storage of Cut Flowers, Florist Greens and Potted Plants. Portland, Oregon, 1990.

Nozzolillo, C. – Can. J. Bot., 1970, 48, 1215–1217.

Orlandini, M . ş.a. – Acta Horiculturae, 1991, 298, 161–164.

Osborne, D.J. – În Senescence in plants. Thiman edit. Boca Raton, 1980, 125–195.

Parups, E. W. şi *Voisey, P.V.* – J .Amer. Soc.Hort. Sci., 1996, 51, 253–259.

Paskalev, G., Doinov, J. – Mineral Nutrition of Plants. Sofia, vol. VI, 1984, 269–276.

Paulin A. – Ann. Tech. Agr., 1971, 20, 283–303.

Paulin, A.– C.R. Acad. Sci. France, 1972,33, 625–626.

Paulin, A.– Acta Horticulturae, 1977, 241–257.

Paulin, A. ş.a. – Revue Horticole, 1979, 126, 37.

Paulin, A. – Phisiologia vegetale, 1979, 17, 129–143.

Paulin, A. – Phisiol. Plant., 1980, 49, 55–60.

Paulin, A. şi *Muloway, K.* – Acta Horticulturae, 1985,167,151–158.

Paulin, A. – Acta Horticulturae, 1986,181,183–193.

Paulin, A. ş.a. – Phisiol. Plant., 1886, 67, 465–471.

Paulin, A. şi *Droillard, M.J.*– Acta Horticulturae, 1989, 261, 51–57.

Pavel, A. şi *Pitis, S.*– Analele Univ. Craiova, seria II, 1973, 215–220.

Pearsall, W.H., Billimoria, M.C. – Ann. Bot., 1938, 2, 601–618.

Pineiro, M., Coupland, G. – Plant Physiology, 1998, 117, 1–8.

Post, K. – Florist crop production and marketing. New York, 1949.

Post, K. – Florist crop production and marketing. New York, 1959.

Pouteau, S. ş.a. – Development, 1997, 124, 3343–3351.

Pouteau, S. ş.a. – Plant Physiology, 1998, 118, 1191–1210.

Preda, M. – Floricultura, Bucureşti, 1976.

Preston, F.G. – The greenhouse. New York, 1958.

Priestley, D.A. – Seed Ageing. Ithaca, Londra, 1986, 125–195.

Ranwala, A.P., Miller, W.B. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1998, 123, 563–568.

Rasmusen, H. P. şi *Carpentier, W.J.*– J. Amer. Soc. Hort. Sci., 1974, 99, 454–459.

Rebers, M. ş.a. – Hort.Sci., 1996, 31, 837–838.

Rees, A. R.– The grows of bulbs. Applied aspects of the phisiology of ornamental bulbous crop plants. New York, 1972.

Rees, A. R.– J. Hort. Sci., 1, 24.

Reid, M. S. ş.a. – Growt. Regulation, 1984, 3,189–195.

Reid, M.S. – Hort. Sci., 1985, 20, 45–50.

Reid, M.S. şi Kofranek, A.M. – Acta Horticulturae, 1981,113,171–173.

Reid, M.S., şi *Evans, R.Y.* – Acta Horticulturae, 1986, 261, 82–84.

Reid, M. S. – Acta Horticulturae, 1989, 261,157–169.

Reid, M. S. – Acta Horticulturae, 1991, 298, 215–223.

Richards, F.J. – Symp. Soc. Exp. Biol., 1948, 2, 217–245.

Roberts, E.H. – În Viability of seeds. Roberts edit. Londra, 1972, 14–58.

Rodrigues Pereira, A.S. – Acta bot. neerl., 1962, 11, 97–138.

Rodrigues Pereira, A.S. – Acta bot. neerl., 1966, 15, 215–233.

Roven, M., Mayak, S. – J. Exp. Bot., 1981, 32, 759–765.

Roychowdhury , N. şi *Roychowdhury, P.* – Acta Horticulturae, 1995, 405, 171–172.

Roychowdhury , N. şi *Sarkar, S .*– Acta Horticulturae, 1995, 405, 389–400.

Ruge, U. – Angew. Bot., 1957, 31, 126–129.

Sacalis, J.N., şi *Chin, C.H.* – J. Amer. Soc. Hort. Sci., 1976,101, 254–257.

Sacalis, J.N.– Fresh flowers for disigns. Ohio State Univ. U. S. A., 1989, 128.

Schoelhorn, R.K. ş.a. – Hort.Sci., 1996, 31, 74–78.

Scholes, J. şi *Boodley ,W.J.* – N, Y. State Flower Growers Bull,1964, 224.

Seeles, M. ş.a. – Plant Cell Tissue Organ Cult., 1997, 49, 129–136.

Serrano, M. ş.a. – Acta Horticulturae, 1995, 405,298,305.

Shaw, P.M., Hummel, M. – Hort.Sci., 1994, 29, 452.

Shisa, M., Takano, T. – J. Japan. Soc. Hort. Sci., 1984, 33, 140–146.

Sigmond, E. – Studii de morfogeneză şi biologie la tuberoze. Teză de doctorat. USAMV. Bucureşti, 1999.

Simpson, D.J. ş.a. – Ann. Bot., 1975, 39,175–183.

Singleton, V.L. – În The chemistry of plant pigments. Chichester, C.O. edit. New York, 1972.

Slootweg, G. – Acta Horticulturae, 1995, 405, 67–74.

Smith,H.B. – Plant Cell., 1999, 11, 141–144.

Smith, W.J. şi *Parker, J.C.* – Ann. Appl. Biol., 1966, 58, 193–201.

Smith, W.H., Wallis, L.W. – Expt. Hort., 1967, 17, 21–26.

Sonea, V. ş.a. – Floricultura. Bucureşti, 1979.

Spikman, G. – Int. Symp. on the Postharvest Physiology of Ornamentals,Noordwijkerhont, 1985.

Staby, G.L. ş.a. – Sci. Hort., 1975, 14, 145.

Staden, O.L. – Dutch. Rep. Nr.1945, Sprenger Institute Wageningen, 1976.

Staden, O.L. – Dutch Rep. Nr. 1956, Sprenger Institute, Wageningen, 1976.

Staden, J.– Acta Horticulturae, 1989, 261, 69–80.

Steady, A.D. şi *Moore, K.G.* – Planta, 1979, 146, 406–414.

BIOLOGIE

Stewart, R.N. ş.a. – Phytochemistry, 1975, 14, 937–942.

Stich, K. ş.a. – Planta, 1992, 187, 103–108.

Stickland, R.G. – Vakbland. Bloemist., 1972, 2, 509–511.

Stokes, P. – În Encyclopedia of Plant Physiology. Ruhland edit. Berlin, Heidelberg, New York, 1965.

Stuart, N.W. – Florists' Rev., 1946, 98, 35–37.

Suttle, J.C., Kende, H. – Plant Physiol., 1980, 65, 1067–1072.

Swanson, B.T. ş.a. – Plant Physiol., 1975, 55, 370–376.

Sytsema, W. – Acta Horticulturae, 1971, 23, 99–105.

Sytsema, W. ş.a. – Acta Horticulturae, 1995, 405, 89–96.

Şelaru, E. şi *Ceauşescu, M.* – Lalelele, Bucureşti,1980.

Şelaru, E., Ceauşescu, M.E. – Lalelele, Bucureşti, 1980.

Şelaru, E. – Culturi de seră pentru flori tăiate. Bucureşti, 1995.

Şelaru, E. – Plante de apartament. Bucureşti, 1998.

Taylor, L.P. – Crop Sci., 1995, 35, 1521–1526.

Trippi, V. şi *Paulin, A.* – Phisiol. Plant., 1984, 60, 221–226.

Tufts, W.P. şi *Marrow, E.B.* – Hildgardia, 1925, 1, 1–14.

Turquand, E.D. – Rep. Kirton Exp. Hort. Stn. for 1965,1967, 12–56.

Valadon, L.R.G., Mummery, R.S. – Ann. Bot., 1969, 33, 671–677.

Van Altvorst, A.C. şi *Borg, A.G.* – Plant. Grow. Regul., 1995,16, 43–53.

Van Doorn, W.G. ş.a. – Acta Horticulturae, 1986,181, 463–465.

Van Doorn, W.G. – Acta Horticulturae, 1988,181, 459–462.

Van Doorn, W.G. ş.a. – Acta Horticulturae, 1991, 298, 177–182.

Van Doorn, W.G. ş.a. – Acta Horticulturae, 1991, 298, 183–188.

Van Doorn, W.G. ş.a. – J. Appl. Bacteriol., 1991, 70, 34–39.

Van Doorn, W.G. şi *Woltering, E.J.* – Acta Horticulturae, 1991, 298, 195–209.

Van Doorn, W.G. – Acta Horticulturae, 1995, 405, 58–66.

Van Meeteren, M. – Sci. Hortic., 1978, 9, 187–197.

Van Meeteren, M. – Sci. Hortic., 1978, 8, 65–74.

Van Meeteren, M. – Sci. Hortic., 1979,10, 261–269.

Van Meeteren, M. – Sci. Hortic., 1979,11, 83–93.

Van Meeteren, M. – Sci. Hortic., 1989, 261,129–135.

Van Meeteren, M. ş.a. – Acta Horticulturae, 1995, 405, 117–122.

Van Meeteren, M. şi *Van Gelder, H.* – Acta Horticulturae, 1995, 405, 284–289.

Van Raalti, D. – Garenwelt, 1968, 4.

Van Staden, J. – Acta Horticulturae, 1995, 405.

Vardi, Y. şi *Mayak, S.* – Acta Horticulturae, 1989, 261, 107–112.

Veen, H. şi *Kwakkenbos, A.* – Plant. Physiol., 1984, 115, 389–396.

Veit, B. ş.a. – Nature, 1998, 393, 166–168.

Versluys M.C. – Verh. K. Akad. Wet. Amsterdam. (Secţia 2), 1927, 25, 5–100.

Walch, K. şi *Hasslet, P.R.* – Acta Horticulturae, 1991, 298, 345–353.

Wang, C. Y. – Acta Horticulturae, 1987, 201, 187.

Wang, Y.T., Hsu, T.Y. – Hort.Sci., 1994, 29, 285–288.

Watern, W.E. – Proc. Amer. Soc. Hort. Sci., 1967, 91, 629–632.

Waters, W.G. – Proc. Amer. Soc. Hort. Sci., 1968, 92, 633–640.

Weiler, T.C., Laghans, R.W. – Proc. Amer. Soc. Hort. Sci., 1968, 93, 623–629.

Weinstein, L.H. – Contrib. Boyce Thomp. Inst., 1957, 19, 33–48.

Weinstein, L.H., Laurencot, H.J. – Contrib. Boyce. Thomp. Inst., 1958, 19, 327–340.

Weinstein, L.H. – Contrib. Boyce Thomp. Inst., 1957, 19, 33–48.

Weiss, D. şi *Halery, A.H.* – Planta, 1989,179, 89–96.

Weiss, D. ş.a. – Plant Physiol., 1995, 107, 695–702.

Whitney, E.H. ş.a. – Plant Cell, 1998, 10, 1772–1774.

Winkenbach, F., Matile, P. – Z. Pflanzenphysiol., 1970, 63.

Wodson, R.W. – Hort. Sci., 1987, 22, 456–460.

Woltering, E.J. ş.a. – Acta Horticulturae, 1981, 298, 47–59.

Woltering, E.J. – Vakblad voor de Bloemisterij, 1984,17, 34–37.

Woltering, E.J. – Vakblad voor de Bloemisterij, 1984,17,34–37.

Woltering, E.J. ş.a. – J. Exp. Bot., 1988, 39, 1605–1616.

Woltering, E.J. ş.a. – Acta Horticulturae, 1989,261,201–208.

Wong, A. ş.a. – Acta Horticulturae, 1989, 261, 35–49.

Woodson, W.R. – Physiol. Plant., 1987, 71, 445–502.

Woodson, W.R. – Acta Horticulturae, 1989, 261,137–144.

Wozniewski, T. ş.a. – Phytochemistry, 1992, 31, 3365–3370.

Wulster, G.J. ş.a. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1984, 109, 202–206.

Wu Meng Jen ş.a. – Acta Horticulturae, 1989, 261, 221–225.

Xue, Y. ş.a. – Plant cell., 1996, 8, 805–814.
Yamasaki, H. ş.a. – Arch. Biochem. Biophys., 1996, 332, 183–186.
Yambe, Y. ş.a. – J. Am. Soc. Hort. Sci., 1995, 120, 953–955.
Yazaki, Y. – Bot. Mag., Tokyo, 1976, 89, 45–47.
Yokoi, M. – Tech.Biol. Fac. Hort. Chib.Univ., 1975, 23,1–3.
Yokoi, M. ş.a. – Tech. Biol. Fac. Hort. Chib. Univ., 1977, 25, 1–4.
Zielin, N. – Acta Horiculturae, 1989, 261, 257–264.
Ziestin, N. – Acta Horticulturae, 1989, 261, 257–264.

Biblioteca Centrală Universitară
BIBLIOTECA DE BIOLOGIE
Cota veche | Preţul
vado | 40.000 lei

BCU IASI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

BCU IASI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Redactor: *Eugenia Boicu*
Corectori: *Mariana Belenciuc, Elena Pistrui*
Tehnoredactor: *Nina Duduciuc*
Machetare computerizată: *Vitalie Eşanu*

Coli edit. 25,5 Coli de tipar conv. 25,25
Comanda nr. 2075

Întreprinderea Editorial-Poligrafică ***Ştiinţa***
str. Academiei, 3 MD 2028, Chişinău, Republica Moldova
Tel. (373) 73-96-16; 73-97-50. Fax (3732) 73-96-27

BCU IAŞI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Firma editorial-poligrafică
"Tipografia Centrală"
MD-2068, Chişinău, str. Florilor, 1
tel. 49-55-32, 49-31-46, 49-21-85

Departamentul Activităţi Editoriale,
Poligrafie şi Aprovizionare cu Cărţi

BCU IASI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

BCU IASI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

BCU IASI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

BCU IASI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

ISBN 9975 -67-151-9

BCU IASI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY